Die Entwicklung einiger Laubmoosvorkeime.

Inaugural-Dissertation

zur

Erlangung der Doktorwürde

der

Hohen Philosophischen Fakultät

der

Universität Marburg

vorgelegt von

Elisabeth Gause

aus Bodenheim.

Marburg 1931

Druckerei K. Euker

Als Dissertation angenommen am 28. Januar 1931.

Berichterstatter: Herr Prof. Dr. P. Clausen.

Tag der mündlichen Prüfung: 4. März 1931.

R. UNIV.
BIBLIOTHEEK
LEIDEN

Inhaltsverzeichnis.

Seite

A. Ziel der Arbeit. 4

B. Geschichtlicher Rückblick. 4

C. Technische Bemerkungen. 5

I. Aufbewahrung der Sporen. 5

II. Kulturmethoden. 5

III. Fixierung und Färbung. 8

IV. Zeichnungen. 9

D. Untersuchungen über die Entwicklung der Vorkeimfläche und die Knospenanlage von Sphagnum squarrosum Pers. und das Wachstum der Protonemata einiger Bryales. 9

I. Allgemeine Bemerkungen. 9

II. Untersuchungen an den folgenden Moosen:

1. Sphagnum squarrosum Pers. 11

2. Dicranum scoparium (L.) Hedw.*). 16

3. Dicranella heteromalla (L.) Schpr. 19

4. Catharinaea undulata (L.) Web. et Mohr. 20

5. Polytrichum juniperinum Willd. 23

6. Polytrichum commune L. 24

7. Pogonatum aloides (Hedw. als Polytrichum) P. d. B. 26

8. Physcomitrium piriforme (L.) Brid. 27

9. Pottia truncatula (L.) Lindb. 29

10. Brachythecium velutinum (L. als Hypnum) Br. eur. 30

III. Zusammenfassung. 34

E. Literatur. 35

F. Figuren. 38

G. Figurenerklärung. 53

*) Dicranum scoparium (L.) Hedw. habe ich an den Anfang der von mir untersuchten Bryineen gestellt, da ich die Entwicklung des Protonema dieses Mooses am eingehendsten beobachtet habe. Die übrigen Bryineen sind, soweit es ging, nach ihrer Verwandtschaft zusammengestellt. Auf Brachythecium velutinum, das einzige pleurocarpe Moos, dessen Protonema ich in bezug auf sein Wachstum verfolgt habe, gehe ich zuletzt ein.

A. Ziel der Arbeit.

Über die Keimung der Laubmoossporen und die Entwicklung der Protonemata ist eine umfangreiche Literatur vorhanden, die aber nur Bruchstücke von Entwicklungsgängen enthält. Bisher haben alle Forscher, abgesehen von Dening und Oberheidt, ihre Untersuchungen so gemacht, daß sie die Ergebnisse ihrer Beobachtungen an mehreren Vorkeimen verschiedenen Alters zu einem Gesamtbilde zu kombinieren versuchten. Um eine sichere Aussage, z. B. über die Teilungs- und Wachstumsfähigkeit der älteren Protonemazellen, über die Anlage der Seitenfäden und die Geschwindigkeit des Wachstums machen zu können, ist es aber notwendig, ein und dasselbe lebende Protonema in seiner Entwicklung zu verfolgen. In der vorliegenden Arbeit habe ich es mir daher zur Aufgabe gemacht, den Entwicklungsgang von Sphagnum squarrosum Pers. und verschiedenen Bryales so zu schildern, wie ich ihn durch Beobachtung und Zeichnung eines und desselben Protonema der einzelnen Arten an aufeinanderfolgenden Tagen ablaufen sah.

B. Geschichtlicher Rückblick.

Versuche, Moossporen keimen zu lassen und die Entwicklung der aus ihnen entstehenden Pflanzen zu verfolgen, wurden schon im Anfang des 18. Jahrhunderts gemacht. Agardh erwähnt in seinem Lehrbuch der Botanik, daß Stähelin 1724 der erste war, der die „Urnkügelchen" von Moosen aussäte, ihre Keimung beobachtete und Moose derselben Art aus ihnen erhielt. 1762 bestätigte J. Hill und sechs Jahre später David Meese die Untersuchungen Stähelins. Genauer beschrieben wurde die Keimung von Moossporen erst von Hedwig 1774. Da man zu jener Zeit den Entwicklungsgang der Moose noch nicht kannte, vermochte man auch die einzelnen Bruchstücke, die man daraus beobachtete, nicht richtig zu beurteilen. So erklären sich die vielen verschiedenen Ansichten über die Bedeutung der Mooskapseln und damit auch der Sporen und der Vorkeimfäden. Nach Agardh sahen z. B. Dillenius und Linné die „Urne" als Anthere an, Koelreuter (1777) hielt sie für eine Samenkapsel und die daraufsitzende Calyptra für das männliche Organ. Hedwig sah in den Sporen Gebilde,

die er mit analogen der höheren Pflanzen verglich und daher Samen nannte. Dementsprechend betrachtete er den Vorkeim als Cotyledon. Viele Forscher, wie Cassebeer, Nees v. Esenbeck und Hornschuch, rechneten die Vorkeimfäden zu den Algen und nahmen an, daß die Stämmchen aus ihnen zusammengewachsen seien. Meyen (1839) und Nägeli (1845) widerlegten diese Behauptung. Einzelheiten wurden von ihnen verbessert, aber einen klaren Einblick in den gesamten Entwicklungsgang der Moose gewann erst Hofmeister, indem er, von der Spore ausgehend, alle wesentlichen Stadien beobachtete, bis er den Kreislauf sich schließen sah. Er entdeckte auch die Vorkeimfläche von Sphagnum. Nachdem er die entwicklungsgeschichtliche Grundlage für die Moosforschungen geschaffen hatte, galt es, die einzelnen Stadien der Entwicklung genauer zu untersuchen. Um die Erforschung des Wachstums der Moosstämmchenknospen haben sich besonders Nägeli, Hofmeister, Schimper und Leitgeb verdient gemacht. Den Untersuchungen von Vorkeimen der Moose wandten sich nach Hofmeister besonders Berggren, Kühn, Klebs, Goebel und Correns zu. Die nach 1900 erschienenen Arbeiten sind so zahlreich, daß ich mich darauf beschränken möchte, einige, in Beziehung zu meiner Arbeit stehende, im Literaturverzeichnis anzugeben.

C. Technische Bemerkungen.

I. Aufbewahrung der Sporen.
II. Kulturmethoden.
    a) Herstellung der Nährböden,
    b) Aussaat der Sporen,
    c) Behandlung der Kulturen.
III. Fixierung und Färbung.
IV. Zeichnungen.

I. Aufbewahrung der Sporen.

Die möglichst sauber gesammelten, reifen Kapseln, denen ich das für meine Aussaaten verwendete Sporenmaterial entnahm, bewahrte ich in Vorratsgläschen auf, die vor dem Einfüllen der Kapseln im Trockensterilisator keimfrei gemacht worden waren.

II. Kulturmethoden.

a) Herstellung der Nährböden.

Sämtliche Kulturen wurden auf festen Nährplatten angelegt, die ich auf die folgende Weise herstellte. 20 g Agar-Agar wurden gut abgewaschen, etwa 24 Stunden in Wasser aufgeweicht, dann fest

ausgedrückt und unter Zusatz der in 1000 ccm destillierten Wassers gelösten Nährsalze so lange gekocht, bis der Agar-Agar vollständig zergangen war. Die noch heiße Flüssigkeit wurde mit Hilfe einer Wasserstrahlpumpe durch ein mit heißem Wasser angefeuchtetes Wattefilter gesaugt. Dadurch wurden Verunreinigungen des Agar-Agar, vor allem die Diatomeen, die sich sonst bei der Herstellung von Mikrotomschnitten später unangenehm bemerkbar machen konnten, entfernt. Der noch heiße Nähr-Agar-Agar wurde dann in Rundkölbchen von etwa 100 ccm Inhalt gefüllt und sofort eine Stunde im Dampftopf sterilisiert. Dabei empfahl es sich, über die Wattepfropfen, mit denen die Kölbchen verschlossen waren, Pergamenthütchen zu setzen, um das Eindringen des herabtropfenden Wassers zu verhindern. Zwei Tage später wurde die Sterilisation wiederholt und der Nähr-Agar-Agar dann entweder in den Kölbchen aufbewahrt oder sofort in die für die Kulturen benutzten Petrischalen, die durch zweistündiges Erhitzen im Trockensterilisator keimfrei gemacht waren, gegossen. Die benutzten Schalen hatten einen inneren Durchmesser von 9,3 cm und waren 2 cm hoch. Um eine Infektion durch in der Luft vorhandene Pilzsporen bei dem Ausgießen möglichst zu vermeiden, hob ich den Deckel der Petrischale nur so weit in die Höhe, daß ich den Hals des Kölbchens bequem darunter schieben konnte. Es war zweckmäßig, mit dem Ausgießen so lange zu warten, bis sich der Nähr-Agar-Agar etwas abgekühlt hatte, andernfalls beschlug sich der Deckel der Petrischale schnell mit dicken Tropfen Kondenswasser, die durch leichtes Anheben und Schräghalten des Deckels entfernt werden mußten, da sie beim Herabtropfen auf die Oberfläche des noch nicht harten Agar-Agar Vertiefungen hinterließen.

Als Nährlösungen dienten mir die von Knop und Arthur Meyer (in der von Hugo Fischer abgeänderten Form), deren Zusammensetzung ich hier noch einmal angeben möchte.

1. Nährlösung von Arthur Meyer:

KH_2PO_4	1,00 g
NH_4NO_3	1,00 g
$MgSO_4 + 7\,H_2O$	0,30 g
$CaCl_2 + 6\,H_2O$	0,10 g
NaCl	0,10 g
$FeCl_3 + 12\,H_2O$	0,01 g

2. Nährlösung von Knop:

$Ca(NO_3)_2$	1,00 g
KCl	0,25 g
$MgSO_4 + 7\,H_2O$	0,25 g
KH_2PO_4	0,25 g
$FeCl_3 + 12\,H_2O$, davon eine Spur.	

Beide Nährlösungen wurden in verschiedenen Konzentrationen benutzt. Als Nährlösung von der Konzentration I habe ich im folgenden eine solche bezeichnet, bei der die oben angegebenen Salzmengen in 1000 ccm Wasser gelöst waren, als Nährlösung von der Konzentration II eine solche, die dieselben Salzmengen in 500 ccm Wasser enthielt.

b) Aussaat der Sporen.

Da ich die Beobachtung gemacht hatte, daß die Protonemata in Sammelkulturen, d. h. in Petrischalen, in denen viele Protonemata wachsen, sich einerseits gegen Verpilzung viel besser zu wehren vermögen und sich andererseits gegenseitig günstig beeinflussen, denn sie gedeihen durchweg besser als Protonemata in Einzelkulturen, habe ich vorwiegen sehr viele Sporen auf einer Nähr-Agar-Agarplatte ausgesät. Dabei ging ich verschieden vor. Saßen die Kapseln, wie in der Mehrzahl der Fälle, auf langen Seten, so faßte ich eine Seta mit einer schmalen Pinzette, entfernte Haube und Deckel der Kapsel mit den Fingern und hob den Deckel der Petrischale soweit an, daß ich die Pinzette bequem darunter schieben konnte. Klopfte ich nun mit dem Zeigefinger leicht auf die Pinzette, so wurden dadurch viele Sporen aus der Kapsel herausgestreut und ziemlich gleichmäßig auf dem Substrat verteilt. Saßen die Kapseln auf kurzen Seten oder hatte ich diese beim Einsammeln der Kapseln zu weit abgeschnitten, so verfuhr ich folgendermaßen. Ich öffnete die Kapseln unter dem Binokular auf einem Objektträger, den ich vorher verschiedene Male durch die Flamme gezogen hatte, um ihn keimfrei zu machen, mit zwei ebenso behandelten spitzen Präpariernadeln und brachte die Sporen auf einen anderen keimfreien Objektträger. Mit Hilfe einer Platinnadel, die unmittelbar nach dem Sterilisieren, also noch heiß in eine Nährplatte gestochen und dadurch mit einer klebrigen Agarschicht überzogen war, gelang die Übertragung der Sporen leicht. Gewöhnlich machte ich mehrere zueinander parallele Ausstriche auf einem Nährboden. Will man nur eine Spore mit der Nadel übertragen, so sucht man mit Hilfe eines Präpariermikroskops eine isoliert liegende auf, nimmt sie mit der mit Agar-Agar klebrig gemachten Platinnadel heraus und überträgt sie auf einen frischen Nährboden.

Die Lage der Spore in einer Einzelkultur oder die Lage der in ihrer Entwicklung verfolgten Spore in einer Sammelkultur kennzeichnete ich durch einen kleinen Kreis auf der Unterseite der Petrischale. Befanden sich innerhalb dieses Kreises noch mehr Sporen, so habe ich mir deren Lage zueinander durch Zeichnung eines Übersichtsbildes gemerkt. Von der Methode, einen kleinen Glasfaden in der Nähe der Spore in das Substrat zu stecken oder auf das Substrat zu legen, kam ich sehr bald ab.

c) Behandlung der Kulturen.

Die Kulturen standen zum großen Teil an den drei Südfenstern und dem Westfenster des Arbeitsraumes. Im Sommer stellte ich einige Schalen ins Freie auf ein Gestell an der Nordseite des botanischen Instituts. Je nach dem Lichtbedürfnis der Protonemata — Protonemata der an schattigen Waldabhängen wachsenden Moose brauchen wenig, solche von Moosen, die an sonnigen Stellen vorkommen, viel Licht — stellte ich die Schalen hinter eine Mattglas- oder eine gewöhnliche Scheibe, an ein West- oder ein Südfenster. Vor direktem Sonnenlicht müssen die Kulturen entweder durch Zuziehen der Vorhänge oder durch Auflegen von Pauspapier oder auf irgendeine andere Weise geschützt werden.

Die Nähr-Agar-Agar-Böden stellte ich etwa 0,75 cm dick her. Allmählich verdunstete jedoch ein Teil des Wassers, so daß es sich empfahl, um ein Austrocknen der Platte zu verhindern, von Zeit zu Zeit etwas Flüssigkeit hinzuzugeben. Zu diesem Zwecke schnitt ich aus dem Rand der Nährböden an verschiedenen Stellen Stücke heraus und goß in die entstehenden Lücken alle 14 Tage bis drei Wochen abgekochtes Leitungswasser.

Im Sommer bildeten sich an den Deckeln der Schalen oft dicke Tropfen Kondenswasser, die ich durch Anheben und Schräghalten der Deckel entfernte, denn fielen die Tropfen auf die Protonemata, so platzten viele Zellen, besonders die Endzellen der Fäden.

Während der Beobachtung und Zeichnung der Protonemata bedeckte ich die Kulturen, um sie vor der trockenen Zimmerluft zu schützen, mit einer kleinen Glasplatte, in die ein Loch von solcher Größe gebohrt war, daß sich das Objektiv gerade bequem hindurch bewegen ließ.

III. Fixierung und Färbung.

Als Fixierungsmittel benutzte ich

1. Juelsche Flüssigkeit:
   - Alkohol 65%ig . . . . . 100 ccm
   - Eisessig . . . . . 2 ccm
   - Zinkchlorid . . . . . 2 g.
2. Chromsäure-Eisessig:
   - Chromsäure . . . . . 1 g
   - Eisessig . . . . . 3 g
   - dest. Wasser . . . . . 96 g und
3. das Carnoysche Gemisch:
   - Alkohol abs. . . . . 75 ccm
   - Eisessig . . . . . 25 ccm

Von diesen drei Mitteln fixierte Chromsäure-Eisessig Protonemata und Knospen am besten.

Die Totalpräparate wurden mit Haemalaun nach P. Mayer, die Mikrotomschnitte, deren Dicke 6 und 7 μ betrug, mit Haematoxylin nach Heidenhain gefärbt und teilweise mit einer Lösung von Eosin in Nelkenöl gegengefärbt.

IV. Die Zeichnungen

stellte ich mit Hilfe des Abbeschen Zeichenapparates her. Von einer Moosart beobachtete und nahm ich stets verschiedene Protonemata auf, weil ich einerseits mehrere Entwicklungsgänge miteinander vergleichen wollte und andererseits damit rechnen mußte, daß ein Teil der Kulturen während der Beobachtung durch Verpilzung oder aus anderen Gründen einging.

Die Originalzeichnungen wurden groß entworfen, dann auf photographischem Wege auf das Maß verkleinert, das ich bei der Figurenerklärung angebe.

D. Untersuchungen über die Entwicklung der Vorkeimfläche und die Knospenanlage von Sphagnum squarrosum Pers. und das Wachstum der Protonemata einiger Bryales.

Allgemeine Bemerkungen.

Der Durchmesser der Sporen schwankt bei den von mir untersuchten Moosen zwischen 8 und 37 μ. Das Exospor weist große Verschiedenheiten auf. Es ist teilweise dick, undurchsichtig und rauh, teilweise äußerst dünn, farblos und glatt. Dazwischen sind Übergänge vorhanden. Die Chloroplasten können in Ein- oder Vielzahl vorkommen. Als Zeitpunkt der einsetzenden Keimung bezeichne ich im folgenden den Augenblick, in dem die ersten Risse im Exospor wahrzunehmen sind. Vor der Keimung nehmen die Sporen, je nach der Art, zu der sie gehören, mehr oder weniger an Volumen zu. Die Zeitdauer von der Aussaat bis zur Keimung ist verschieden. Das Exospor weist in der Mehrzahl der Fälle keine für die Rißbildung bevorzugten Stellen auf. Bei vielen Arten klafft es bald nach der Keimung weit auseinander und hängt der Sporenzelle, wie ich die älteste Zelle des Protonema bezeichnen will, in Fetzen an, bei anderen Arten dagegen wird es zunächst nur an der Stelle durchbrochen, an der der Keimschlauch aus der Spore hervortritt. Das Exospor von Sphagnum squarrosum Pers. reißt stets längs der Tetraederkanten auf. Die Spore entsendet einen oder mehrere Keimschläuche, die fast niemals gleichzeitig angelegt werden. Die Größe und Form der Zellen ist bei den einzelnen Arten sehr verschieden. Wachstum und Teilung der Fäden erfolgt vorwiegend in

den Endzellen. Einschiebung von Wänden in ältere Zellen kommt aber vor, und zwar besonders häufig bei der Bildung von Brutzellen. Die Seitenfäden entstehen vorwiegend am oberen Ende, bei einigen Moosen aber auch bis zu 50% in der Mitte und am unteren Ende der Zellen. Bei manchen Moosen bildet eine Protonemazelle stets nur einen Seitenfaden, bei anderen dagegen zwei oder mehrere. Im ersten Fall entstehen die Seitenfäden fast durchweg in acropetaler Reihenfolge am Hauptfaden, im zweiten Falle kommt es, wie leicht vorauszusehen ist, auch zur Einschiebung von Seitenfäden zwischen schon vorhandene.

Die Spore von Physcomitrium piriforme entsendet bei der Keimung auf Agar-Agar mit Knopscher Nährlösung in der Konzentration I zuerst stets einen dünnen, so gut wie farblosen Keimschlauch, auf den dann die normalen, zahlreiche Chloroplasten enthaltenden Protonemafäden folgen. Alle anderen von mir untersuchten Moose entwickeln sofort die grünen Fäden.

Die Chromatophoren sind in den Sporen und in den jüngsten Zellen linsenförmig, erfahren aber mit zunehmendem Alter eine Streckung und liegen dann stets so in einer Zelle, daß ihre Strekkungsrichtung mit der Längsrichtung der Zelle zusammenfällt; sie nehmen damit die Lage ein, in der sie der sich bewegenden Plasmamasse den geringsten Widerstand entgegensetzen.

Ich habe im folgenden stets die kürzeste beobachtete Zeitdauer zwischen der Aussaat der Sporen und der Bildung der Moosstämmchenknospen angegeben. Sie ist bei den einzelnen Arten sehr verschieden. Teilweise werden die Knospen bereits innerhalb des ersten Monats nach der Aussaat der Sporen angelegt, teilweise erst nach mehreren Monaten. Bei Dicranella heteromalla (L.) Schpr. konnte ich überhaupt keine Knospenbildung beobachten. Ob die Lichtintensität nicht stark genug oder der Nährboden nicht geeignet war, vermag ich nicht anzugeben, da ich den Kulturen die verschiedensten Standorte und Nährböden gab und trotzdem überall denselben Mißerfolg hatte.

Bei Sphagnum squarrosum Pers. bilden sich die Knospen aus Randzellen der Vorkeimfläche, bei allen anderen von mir untersuchten Moosen aus der Endzelle eines kurzen Seitenfadens, der sich vom Substrat erhebt.

Den Zerfall der Fäden in Brutzellen habe ich bei fast allen Protonemaarten beobachtet. Er tritt dann auf, wenn die Vorkeime, z. B. durch Verpilzung oder Eindringen von Bakterien in die Kulturen, ungünstigen äußeren Bedingungen ausgesetzt sind. In erster Linie bilden die kräftigsten Fäden, also diejenigen, die am besten zur Fortpflanzung geeignet sind, Brutzellen. Bevor sich diese aus dem Verbande lösen, können sie sich teilen und strecken.

In der Benennung der untersuchten Arten habe ich mich nach Rabenhorsts Kryptogamen-Flora gerichtet.

Sphagnum squarrosum Pers.

Figuren: Tafel I und II, Tafel III, Fig. a—r.

Literatur*): Fürnrohr, 1833 (B). — Schimper, 1848 (B). — Hofmeister, 1851 (B); 1854 (K, P, M, B). — Nägeli, 1855 (M, B). — Schimper, 1858 (K, P, M, B). — Hofmeister, 1863 (B). — Leitgeb, 1869 (M, B). — Warnstorf, 1885 (K). — v. Goebel, 1889 (K, P). — Schoene, 1906 (K, P). — Lampa, 1915 (K, P). — Engler-Prantl, 1924 (K, P, M, B).

Sphagnum squarrosum Pers. kommt in der näheren Umgebung Marburgs an verschiedenen Stellen vor, doch fand ich es reichlich fruchtend nur an einem feuchten Teil eines Waldweges in den Lahnbergen, östlich von Marburg. Hier holte ich am 29. VII. 1929 das für meine Aussaaten verwendete Material. Die Aufbewahrung der reifen Sphagnum-Kapseln erfordert besondere Sorgfalt, da, sobald ein gewisser Trockenheitsgrad erreicht ist, die Deckel abspringen und die Sporen herausgeschleudert werden. Um eine Verunreinigung durch die den Kapseln etwa von außen anhaftenden Pilzsporen weitgehendst zu vermeiden, wurden die Kapseln unter fließendem Wasser abgewaschen und teilweise sogar ganz kurz in 70%igen Alkohol getaucht, auf Filtrierpapier getrocknet und noch vor dem Abwerfen der Deckel einzeln in gut sterilisierte Glasröhrchen gebracht.

Die Sporenmasse ist, mit bloßem Auge gesehen, ockergelb. Die Sporen sind kugeltetraedrisch, ihre Größe schwankt zwischen 20 und 27 μ und beträgt im Mittel 23 μ. (Das Mittel wurde hier wie im folgenden aus etwa 50 Messungen von Sporen verschiedener Kapseln berechnet.) Das Exospor ist hellgelb und mit zahlreichen Wärzchen besetzt. Als Reservematerial ist Öl vorhanden, das sich mit Sudanglyzerin nachweisen läßt. Das kleine Chromatophor ist nicht immer zu erkennen.

Bei der Keimung, die 8 bis 9 Tage nach der Aussaat erfolgt, reißt das Exospor längs der Kanten der Tetraederseiten auf. Der hervortretende Keimschlauch wächst zunächst stets mit einschneidiger Scheitelzelle, so daß sich die ersten Entwicklungsstadien des Sphagnum-Vorkeims in keiner Weise von denen der übrigen Laub-

*) Die Literaturangaben beziehen sich fast durchweg auf die Gattung Sphagnum schlechthin, da die älteren Autoren die untersuchte Art meistens nicht angegeben haben. Hofmeister behandelt in seiner Arbeit von 1854 Sphagnum acutifolium.

Es bedeuten hier und im folgenden: K = Angaben über Keimung, P = Angaben über Protonemata, M = Angaben über Moosstämmchenknospen und B = Angaben über Scheitelsegmentierung und Blattstellung.

moose unterscheiden. Nach einiger Zeit aber verbreitert sich die Endzelle des Fadens, und es bildet sich in den meisten Fällen aus ihr eine zweischneidige Scheitelzelle. Die abgegebenen Segmente können verschiedenes Verhalten zeigen; entweder sie wachsen und teilen sich mittels abwechselnd zur Außenwand parallelen und zu ihr senkrechten Wänden, wobei kleine Abweichungen vorkommen, sogar neue zweischneidige Scheitelzellen angelegt werden können, oder sie vergrößern sich fast gar nicht.

Ein Beispiel für den ersten Fall liefert der auf Tafel I dargestellte Entwicklungsgang. Fig. a zeigt die gekeimte Spore, die bereits einen kurzen Keimschlauch getrieben hat. Dieser wächst zunächst mit einschneidiger Scheitelzelle, wie aus den Figuren b und c hervorgeht. Nachdem ein aus drei Zellen bestehender Faden gebildet worden ist, geht die einschneidige in eine zweischneidige Scheitelzelle über, die in Fig. f bereits fünf noch nicht weiter geteilte Segmente abgegeben hat. Ich habe die Wände entsprechend ihrer Entstehung numeriert. Fig. g zeigt, daß die Segmente nicht in gleicher Weise aufgeteilt werden. Während in dem zweiten und dritten antikline Wände auftreten, zeigt das vierte eine perikline. In Fig. h hat die Scheitelzelle abermals ihre Funktion ausgeübt. Die Aufteilung der Segmente 3 bis 6 ist weiter vor sich gegangen, und zwar stehen alle neu gebildeten Wände senkrecht auf den nächstälteren. Die beiden ersten Segmente sind hinter den anderen in der Entwicklung zurückgeblieben. Ihre Wachstums- und Teilungsfähigkeit ist fast ganz erloschen, wie aus den nächsten Figuren ersichtlich ist. Dasselbe gilt für die Scheitelzelle. Die weitere Vergrößerung der Vorkeimfläche wird ausschließlich durch das hauptsächlich in den Randzellen stattfindende Wachstum der Segmente hervorgerufen. Dabei ist, wie die Fig. k—m zeigen, die Aufeinanderfolge von periklinen und antiklinen Wänden fast rein durchgeführt. Nur selten verläuft eine neu gebildete Wand parallel zu der nächstälteren. In dem Segment 7 der Fig. l wird durch eine schräg verlaufende Wand eine Zelle gebildet, die wie eine zweischneidige Scheitelzelle aussieht, jedoch nicht wie eine solche funktioniert.

Der auf Tafel II abgebildete Entwicklungsgang führt zu einer Vorkeimfläche, die von der eben beschriebenen in der äußeren Form wesentlich abweicht. Nachdem die einschneidige Scheitelzelle vier Zellen abgegeben hat, wird sie in eine zweischneidige umgewandelt, die in Fig. a zwei, in Fig. c vier Segmente geliefert hat. Bis zu diesem Stadium stimmen die beiden Entwicklungsgänge der Tafeln I und II miteinander überein. Während dann aber auf Tafel I die Scheitelzelle weitere Segmente abgibt, die wachsen und sich aufteilen, erfahren die Segmente dieses Exemplars nur eine geringe Größenzunahme und Teilung und der zweischneidige Scheitel wird

quergeteilt (Fig. d). Von den beiden Tochterzellen wird die äußere durch eine auf der vorhergehenden senkrechte Wand aufgeteilt (Fig. e). Die so entstandenen beiden Endzellen des Vorkeims wachsen nach verschiedenen Richtungen und rufen dadurch eine Gabelung der Vorkeimfläche hervor. Während die linke Zelle eine neue zweischneidige Scheitelzelle bildet, erfolgt in der rechten zunächst nur Teilung mittels zueinander paralleler Wände (Fig. f—k). Der aus der rechten Zelle sich entwickelnde Zellfaden dringt zunächst in den Nähr-Agar-Agar ein (Fig. i und k), wächst dann jedoch auf dem Substrat weiter und bildet ebenfalls in seiner Endzelle einen zweischneidigen Scheitel aus, der in Fig. l seine beiden ersten Segmente abgegeben hat. Auf die Tätigkeit der Scheitelzelle des linken Lappens sind bereits fünf Segmente zurückzuführen, von denen in dem ältesten wieder eine zweischneidige Scheitelzelle ausgebildet worden ist, die ihrerseits schon dreimal ihre Funktion ausgeübt hat. Die weitere Entwicklung der beiden Vorkeimlappen ist im Prinzip dieselbe. Die zweischneidigen Scheitelzellen geben eine Zeitlang Segmente ab, die mittels perikliner und antikliner Wände aufgeteilt werden. Dann erlischt ihre Tätigkeit, und das Wachstum wird von den Randzellen der Vorkeimfläche weiter geführt.

Die aus der Spore sich entwickelnde einschneidige Scheitelzelle braucht aber nicht von einer zweischneidigen abgelöst zu werden, sondern kann gleich durch eine Wand, deren Richtung mit der des Fadens übereinstimmt, geteilt werden. Die Weiterentwicklung der beiden so gebildeten Endzellen kann verschieden sein, wie aus den Fig. c und d der Tafel III ersichtlich ist.

Da ich beobachtet hatte, daß die Vorkeimflächen auf Agar-Agar mit der Knopschen Nährlösung in der Konzentration II am besten gediehen, legte ich sämtliche Kulturen auf diesem Nährboden an und stellte alle an ein Südfenster des Arbeitsraumes, um sie möglichst gleichen Bedingungen auszusetzen. Die erwartete gleichartige Entwicklung der Prothallien trat aber nicht ein. Einige Schalen erwiesen sich als mit Bakterien und Pilzen infiziert, die offenbar einen schädigenden Einfluß auf die Vorkeime ausübten, der manchmal so weit ging, daß sie nach einiger Zeit überhaupt nicht mehr wuchsen. Schwächer geschädigte Prothallien zeigten riemenartige Form, während gesunde infolge starken Randwachstums breite krause Flächen bildeten.

Das Exospor haftet der Sporenzelle lange an. Oft ist es noch zu erkennen, wenn an der Vorkeimfläche schon junge Moosstämmchen entstanden sind. Um es besser hervorzuheben, habe ich es auf den Tafeln I und II punktiert, doch sollen die Punkte nicht den auf dem Exospor vorhandenen Wärzchen entsprechen, die so zahlreich und klein sind, daß sie sich bei der gewählten Vergrößerung nicht einzeichnen ließen.

In der Mehrzahl der Fälle entwickelt die Spore nur einen Keimschlauch, doch kann es auch zur Bildung von zwei kommen. In diesem Fall wird der eine gewöhnlich etwas später angelegt, und während der erste einen der schon beschriebenen Entwicklungsgänge einschlägt, bleibt der andere fadenförmig und wächst in oder auf dem Substrat hin. Erst wenn er eine gewisse Länge erreicht hat, kann er auch zur Bildung einer Vorkeimfläche übergehen. Fig. b der Tafel III zeigt ein Keimstadium mit zwei fast gleichzeitig angelegten Keimschläuchen. Sporen, die mehr als zwei Keimschläuche entsandten, habe ich in meinen Kulturen nicht beobachtet.

Einzelne Randzellen der oft noch sehr jungen Vorkeimfläche bilden mehr oder minder lange Fäden, die auf oder im Substrat wachsen (Tafel III, Fig. 1). Die Vorkeimflächen von Sphagnum gelten als einschichtig und sind es durchweg auch, doch sah ich an den Stellen, an denen diese Fäden ihren Ursprung nahmen, manchmal einzelne Zellen eine Teilung parallel zur Vorkeimfläche ausführen.

Hat die Endzelle eines Fadens eine genügende Entfernung von der Vorkeimfläche erreicht, so kann sie anschwellen und eine neue Fläche hervorbringen, die sich in ihrem Entwicklungsgang nicht von der unmittelbar aus der Spore entstandenen unterscheidet, wie aus den Fig. f—l der Tafel III hervorgeht. Nur in Fig. l ist die Verbindung der beiden Vorkeimflächen dargestellt.

Die ersten Knospen sah ich 48 Tage nach der Aussaat der Sporen aus meist am Grunde der Vorkeimflächen gelegenen Randzellen entstehen (Tafel III, Fig. m).

An den jungen Knospen fiel mir jener „blattartige Vorlappen" auf, der in der Literatur beschrieben wird. Um die Frage beantworten zu können, ob es sich dabei um das erste Blatt der Knospe oder um einen Lappen der Vorkeimfläche handelt, untersuchte ich ganz junge Knospenanlagen, die ich mit Chloralhydrat aufhellte und in Glyzerin ansah. Zunächst bedeckte ich die jungen Knospen mit einem Deckglas. Dies erwies sich aber als unpraktisch, denn dadurch wurde ihre Lage geändert. Deshalb ging ich zu der folgenden Methode über. Ich zog kleine Schmelzpunktsröhrchen, deren zugeschmolzene Enden ich abgebrochen hatte, in der Mitte zu Kapillaren aus. Die in Glyzerin liegenden Knospen sog ich dann, nachdem ich oft noch mehr oder weniger große Stücke der zugehörigen Vorkeimfläche mit einem scharfen Skalpell abgetrennt hatte, mit Glyzerin in die Kapillaren ein, brachte die Röhrchen der Länge nach so auf Objektträger, daß die kapillaren Teile, die ich mit Glyzerin umgab, in die Mitte kamen, und legte Deckgläschen auf, die durch Glassplitter gestützt wurden. Durch Drehen der

Röhrchen konnte ich die Knospen von allen Seiten besehen und sie leicht in die günstigste Lage bringen. In den Figuren n und o der Tafel III habe ich eine Knospenanlage abgebildet, die mir eindeutig die Entstehung des „blattartigen Vorkeimlappens" zu zeigen scheint. In Fig. n sieht man die Knospenanlage bei hoher, in Fig. o bei tiefer Einstellung des Mikroskops. Es ist ersichtlich, daß Knospenanlage und Lappen auf eine einzige Zelle zurückgehen, die sich durch die senkrecht zum Rand der Fläche stehende Wand a teilt. Während die linke Tochterzelle den Lappen liefert, teilt sich die andere weiter, und zwar so, daß es sofort zur Bildung einer dreischneidigen Scheitelzelle kommt. Sieht man die Zelle, die den Lappen hervorbringt, als das erste Segment der Knospe an, so muß man den Lappen als das erste Blatt betrachten, andernfalls als Vorkeimlappen.

Über die Blattstellung an der Hauptachse von Sphagnum findet man in der Literatur die verschiedensten Angaben. Nach Fürnrohr (1833, S. 8) beträgt der Divergenzwinkel der Blätter des Hauptstengels $^1/_5$. Hofmeister, der nicht wie die meisten Autoren nur herangewachsene Moosstämmchen, sondern auch junge Knospen untersuchte, gibt $^2/_5$, $^3/_8$ und $^5/_{13}$ an (1863, S. 268 und 269). Nägeli schreibt 1855 (S. 77): „Einige Male schien mir das sechste Blatt von oben über dem ersten zu stehen. Häufiger fand ich dasselbe etwas zurück, so daß also das Mittel der Abstände etwas geringer als $^2/_5$ ist; bei Voraussetzung einer konstanten Divergenz möchte dieselbe $^5/_{13}$ des Umfanges betragen." Nach Schimper stehen die Stengelblätter immer nach $^2/_5$ angeordnet.

Diese verschiedenen Angaben veranlaßten mich, einige Querschnittserien herzustellen, um die Blattstellung zu untersuchen. Ich wählte zu diesem Zweck hauptsächlich ganz junge Knospen, die mir in meinen Kulturen reichlich zur Verfügung standen. Die Fig. q der Tafel III stellt einen Querschnitt durch den Scheitel einer Knospe dar, Fig. p ein Stück derselben Knospe, das ich aus einer Serie von Querschnitten wieder aufgebaut habe (Zeichnung in Parallelperspektive bei Verkürzung auf $^1/_2$ und Neigung unter 45°). Ich fand annähernd $^3/_8$ Blattstellung.

In Fig. r ist ein medianer Längsschnitt durch eine noch sehr junge Knospe abgebildet. Da die Sphagnum-Knospen den Vorkeimflächen unmittelbar aufsitzen, zeigt sich in den Längsschnitten keine scharfe Grenze zwischen beiden. Daß die Aufteilung bereits in den ersten Segmenten so vor sich geht, wie sie von Leitgeb beschrieben ist, beweist das älteste Segment rechts, das genau seitlich liegt.

Erwähnen möchte ich, daß die auch in der neueren Literatur*) noch gemachten Angaben, die Sphagnumsporen keimten erst zwei

*) Engler-Prantl: „Die natürlichen Pflanzenfamilien". Leipzig 1924, Band X, Seite 7.

bis drei Monate nach der Aussaat, auf einem Irrtum beruhen. Ich habe Ende Juli, also unmittelbar nach der Reife der Kapseln, Sporen ausgesät und beobachtete die Keimung nach acht bis neun Tagen. Bis zum Juni des folgenden Jahres wiederholte ich jeden Monat die Aussaat der Sporen, um festzustellen, ob die Jahreszeit und das Sporenalter einen Einfluß auf die Keimungsdauer haben. Ich fand, daß die Keimung immer am Ende des achten oder spätestens im Laufe des neunten Tages eintrat.

Wie lange die Sporen ihre Keimfähigkeit behalten, vermag ich nicht zu sagen, jedenfalls bei meiner Art der Aufbewahrung aber länger als zwei bis drei Monate. Die Keimfähigkeitsdauer von zwei bis drei Monaten gibt Warnstorf in seinem Aufsatz „Zur Frage über die Bedeutung der bei den Moosen vorkommenden zweierlei Sporen" an.

Dicranum scoparium (L.) Hedw.

Figuren: Tafel IV—VI.

Literatur: Bernstein, 1928 (K).

Die reifen Sporenkapseln wurden am 22. September 1928 aus dem Knutzbachtal bei Marburg geholt.

Die Sporenmasse sieht, mit bloßem Auge betrachtet, gelbbraun aus. Die einzelnen Sporen sind, in Wasser beobachtet, kugelig, in trockenem Zustand zeigen sie, besonders wenn sie älter sind, infolge Austrocknung Abweichungen von der kugeligen Gestalt. Die Größe der Sporen schwankt zwischen 17 und 25 μ und beträgt im Mittel (von 50 Messungen) 20 μ. (Die Messungen wurden hier wie im folgenden stets an Sporen, die in Wasser lagen, vorgenommen.) Das Exospor ist papillös und von brauner Farbe. Die Spore ist vollgepfropft mit verhältnismäßig großen Chloroplasten, deren Zahl 20 bis 25 beträgt, und enthält außerdem noch mehrere Öltropfen.

Neben diesen normalen Sporen kamen in den von mir untersuchten Kapseln viele nicht zur vollen Entwicklung gelangte kleine vor, deren Inhalt tot zu sein schien, denn sie keimten nicht und ließen auch keine Chromatophoren erkennen.

Als Nährlösung diente die von Meyer in der Konzentration I.

Die Keimung der Sporen setzte 28 Stunden nach der Aussaat ein. Zu dieser Zeit betrug ihr Durchmesser im Mittel 27 μ. In der Regel brach zuerst nur ein Keimschlauch hervor, dem bald ein zweiter an der entgegengesetzten Seite folgte. Beide bildeten meistens einen gestreckten oder stumpfen, selten einen rechten oder gar spitzen Winkel miteinander. Der eine der beiden Keimschläuche erhob sich in wenigen Fällen vom Substrat. Gelegentlich gab eine Spore drei oder vier Protonemafäden ihren Ursprung. Die Fig. a—c

der Tafel IV zeigen drei Keimstadien. Das Exospor wurde punktiert gezeichnet, um es besser hervortreten zu lassen.

Die Kulturen standen an einem Südfenster des Arbeitsraumes und waren vor allzu starker Beleuchtung durch eine Mattglasscheibe geschützt. Offenbar erhielten sie die für sie günstigste Lichtintensität, denn die Fäden wuchsen gleichmäßig nach allen Seiten. Auf Tafel IV ist der Entwicklungsgang eines Protonema von Dicranum scoparium abgebildet. Der erste von der Spore ausgesandte Keimschlauch ist bereits vierzellig, als der zweite hervorbricht (Fig. 3). Das Exospor, das zunächst noch ringförmig die Sporenzelle umschließt, reißt auf und ist noch einige Zeit zu erkennen. In Fig. 6 ist von den ältesten Zellen der erste Anlauf zur Seitenfadenbildung gemacht worden. Im allgemeinen wölbt sich eine Protonemazelle, die einen Seitenfaden hervorbringen will, nur an einer Stelle vor, meistens am oberen Ende. Bei Dicranum scoparium sind aber die Zellen, besonders die ältesten, teilweise so kurz, daß sie sich ihrer ganzen Länge nach vorstülpen (besonders aus den Fig. 7—13 ersichtlich).

Die Entwicklung eines Teiles des Protonema, und zwar des schräg nach rechts unten verlaufenden Hauptfadens möchte ich noch näher beschreiben. Bis zu Fig. 6 findet nur Spitzenwachstum statt — die von der einschneidigen Scheitelzelle abgegebenen Zellen erfahren keine Streckung mehr —, ohne daß es zur Bildung eines Seitenfadens kommt. Dann wölbt sich die älteste Zelle hervor, ihre Ausstülpung wird durch eine Wand abgeschnitten, und die neue Zelle verlängert sich ungefähr senkrecht zur Richtung des Hauptfadens und hat sich in Fig. 9 schon einmal geteilt. Damit ist aber auch ihr Wachstum erloschen, wie aus den folgenden Figuren hervorgeht. Nun beginnt die sechstälteste Zelle sich vorzuwölben. Sie entläßt einen Seitenfaden, der sich ähnlich wie der Hauptfaden verhält. Nachdem er eine gewisse Größe erreicht hat, schreitet er seinerseits zur Bildung von Seitenfäden. Dabei wächst er und teilt er sich an seiner Spitze stetig weiter. Während im allgemeinen die von der einschneidigen Scheitelzelle abgegebenen Segmente keine neuen Querwände einschieben, sehen wir, wenn wir die Figuren 11 und 12 miteinander vergleichen, daß sich die zweitjüngste Zelle des Hauptfadens der Fig. 11 geteilt hat. Es handelt sich dabei um eine Zelle, die sich durch besondere Länge gegenüber ihren Nachbarzellen auszeichnet.

Die Querwände stehen meist senkrecht auf den Längswänden, sie können jedoch auch gegen sie geneigt sein. Ein Beispiel dafür ist die letzte Zellwand des jüngsten Seitenfadens zweiter Ordnung der Fig. 18. In Fig. 17 sehen wir an dem Hauptfaden vier Seitenfäden erster Ordnung, von denen der zweitälteste bereits drei Fäden zweiter Ordnung gebildet hat.

Fast durchweg werden die Seitenfäden in acropetaler Reihenfolge angelegt. Eine Durchbrechung dieser Regel, wie wir sie in Fig. 22 an der mit einem Kreis bezeichneten Stelle sehen, findet sich bei Dicranum scoparium selten. Fäden, die sich in die Luft erheben, treten in dem in seiner Entwicklung genauer verfolgten Teil des Protonema erst in den Fig. 24 und 25 auf. Um die Luftfäden besser hervortreten zu lassen, habe ich sie in sämtlichen Abbildungen durch Strichelung hervorgehoben. Ihre ersten Anlagen wachsen oft senkrecht von der Mutterzelle in die Luft und lassen sich dann nur durch ihre Projektionen, d. h. durch Kreise, darstellen (Tafel IV, Fig. 13).

Auf Tafel IV und V sind von Fig. 21 ab die Querwände des Luftprotonema nicht mehr eingezeichnet, da sie teilweise, infolge zu steiler Richtung der Fäden, nicht deutlich zu erkennen waren.

Die in den Fig. 21—25 mit einem Kreuz versehene Endzelle des nach oben gewachsenen Hauptfadens ist abgestorben und infolge des Überdruckes wölbt sich die vorhergehende Zelle gegen sie vor. Das normale Spitzenwachstum des Fadens ist erloschen. Dieser Schaden wird dadurch etwas behoben, daß die vorletzte Zelle einen ziemlich rasch wachsenden Seitenfaden bildet.

Stoßen die Protonemafäden nicht an irgendeiner Stelle auf Hindernisse, z. B. auf sich ihnen nähernde Teile eines anderen Protonema, so wachsen sie nach allen Richtungen mit gleicher Geschwindigkeit; die von ihnen bedeckte Fläche ist folglich, wenigstens annähernd, ein Kreis. Auf Tafel VI habe ich eine Strichzeichnung von einem $7^1/_2$ Monate alten Protonema gegeben, dessen Durchmesser 2,5 cm (natürliche Größe) betrug. Die Stelle, an der die Spore lag, von der aus also das ganze Protonema seinen Ursprung nahm, habe ich durch ein Kreuz bezeichnet, die Hauptfäden sind stärker ausgezogen als die übrigen. Abgesehen von den ganz kurzen zum Licht gerichteten Seitenfäden der höchsten Ordnung, haben sich die Protonemafäden, unabhängig vom Lichteinfall, gleichmäßig verteilt und können sich dadurch auf eine nicht zu übertreffende Weise die Nährsalze des durchwachsenen Bodens zunutze machen. Das Protonema hat trotz seiner guten Entwicklung erst zwei Moosstämmchenknospen gebildet. Auch die anderen von mir gezogenen Protonemata von Dicranum scoparium legten, verglichen mit denen der meisten anderen von mir untersuchten Moose, nur wenig Stämmchen an. Knospen sah ich frühestens vier Monate nach der Aussaat der Sporen, jedoch meistens erst später sich bilden.

Werden die Protonemata älter, so beginnen sich die Zellwände, und zwar zunächst die der Hauptfäden, zu bräunen. Die Einlagerung des Farbstoffes kann am Ende, in der Mitte und am ältesten Teil der Fäden beginnen. Sie läßt sich zuerst an den Querwänden

erkennen. Die Protonemata, an denen ich diese Dunkelfärbung der Zellmembranen feststellte, waren $2^1/_2$ Monate alt oder älter.

Nicht nur die Zellwände, sondern auch die Chromatophoren erfahren mit zunehmendem Alter eine Veränderung. Während sie in jungem Zustand linsenförmig sind, werden sie später lang und schmal und an den Enden zugespitzt. Die Spitzen sind noch viel dünner als ich sie in den Figuren d und e der Tafel IV zeichnen konnte. Die Streckung der Chromatophoren beginnt vor der Braunfärbung der Membranen. Besonders deutlich wird der Unterschied zwischen jungen linsenförmigen und alten in die Länge gezogenen Chromatophoren an den Stellen, wo Seitenfäden von den gebräunten Hauptfäden abgehen (Tafel IV, Fig. d und e).

Unter ungünstigen äußeren Bedingungen oder bei zunehmendem Alter runden sich oft die Zellen der Fäden ab und lösen sich aus dem Verbande. Günstigen Bedingungen ausgesetzt, können sie neues Protonema in genau derselben Weise hervorbringen wie die Sporen. Zerfallen sah ich stets in erster Linie die besten und lebenskräftigsten, niemals die alten gebräunten und mit degenerierten Chromatophoren versehenen Zellfäden, was man von vornherein erwarten konnte.

Dicranella heteromalla (L.) Schpr.

Figuren: Tafel VII.

Literatur: Servettaz, 1913 (K, P).

Die reifen Kapseln wurden am 4. Januar 1929 von der Kirchspitze bei Marburg geholt.

Die Sporenmasse ist, mit bloßem Auge betrachtet, gelblich. Die Sporen sind kugelig und besitzen durchsichtiges, fast glattes Exospor, das bei starker Vergrößerung schwach punktiert erscheint. In der Mitte der Spore liegt ein großer Öltropfen, um ihn herum viele lebhaft grün gefärbte Chloroplasten, deren Zahl durchschnittlich 12 bis 14 beträgt. Es können neben dem großen noch mehrere kleinere Öltropfen vorhanden sein. Der Durchmesser der Sporen schwankt zwischen 12 und 14 μ und beträgt im Mittel 13 μ.

Unmittelbar nach der Reife der Kapseln säte ich die Sporen auf Agar-Agar mit der Nährlösung nach Meyer und Knop — beide in den Konzentrationen I und II — aus. Aber die Keimung blieb aus. Im Februar wiederholte ich die Aussaaten mit demselben negativen Ergebnis. Anfang Juli legte ich neue Kulturen an. Diesmal trat die Keimung nach vier Tagen ein.

Die Spore entläßt zwei bis vier Kleinschläuche, die nacheinander entstehen (Tafel VII, Fig. 20—23, dabei ist das Exospor punktiert worden, um es besser hervorzuheben).

Schon sehr früh werden, besonders von den ältesten Zellen der Protonemata, Fäden gebildet, die sich vom Substrat in die Luft erheben.

In dem auf Tafel VII, Fig. 1—11 zur Darstellung gebrachten Entwicklungsgang werden von der Spore vier Keimschläuche getrieben, von denen die beiden zuerst entstandenen auf dem Substrat wachsen, die beiden anderen sich in die Luft erheben.

Die Chromatophoren strecken sich in alten Zellen, wenn auch nicht in dem Maße wie bei Dicranum scoparium. Fig. 17 (Tafel VII) stellt $1^1/_2$ Monate alte, Fig. 18 ganz junge Zellen dar.

Die Entstehung von Knospen konnte ich nicht beobachten, wohl deswegen, weil ich am 30. November die Anfang Juli angelegten Kulturen wegen starker Verpilzung aufgeben mußte.

Brutzellenbildung trat häufig ein. Bevor die Zellen sich aus dem Verbande lösen, setzt gewöhnlich neues Wachstum ein, und infolgedessen krümmt sich der Faden; die vergrößerten Zellen können sich teilen.

Die Figuren 12—16 zeigen den Zerfall eines Fadenstückes in Brutzellen, von denen eine in Fig. 16 bereits einen ganz kurzen Keimschlauch getrieben hat. Fig. 19 stellt drei mit Chloroplasten vollgepfropfte Brutzellen bei stärkerer Verrgößerung dar.

Die Kulturen standen an einem Südfenster des Arbeitsraumes.

Catharinaea undulata (L.) Web. et Mohr.

Figuren: Tafel VIII.

Literatur: Nees v. Esenbeck, 1824 (K, P, M). — Becquerel, 1906 (K, P, M). — Servettaz, 1913 (K). — Bernstein, 1928 (K).

Das zur Aussaat verwendete Sporenmaterial stammte aus Kapseln, die am 10. Januar 1929 und am 19. Januar 1930 von der Kirchspitze bei Marburg geholt worden waren.

Die Sporenmasse sieht bei Betrachtung mit bloßem Auge grün aus. Das Exospor ist fein gekörnelt und fast farblos, so daß der Inhalt der Spore gut zu erkennen ist. Es sind viele lebhaft grün gefärbte Chloroplasten vorhanden, deren Zahl etwa 20—22 betragen mag, sich aber nicht in jedem Fall genau angeben läßt. Mit Sudanglyzerin kann man leicht das Öl, das in Form von einem großen oder mehreren kleinen Tröpfchen in der Spore vorhanden ist, nachweisen. In Wasser angesehen haben die Sporen kugelige Gestalt; ihr Durchmesser schwankt zwischen 16 und 23 μ und beträgt im Durchschnitt 18 μ.

Für die Kulturen wurden die Nährlösungen nach Meyer und Knop in der Konzentration I verwendet.

Zwei Tage nachdem ich die reifen Kapseln von der Kirchspitze geholt hatte, säte ich Sporen auf Agar-Agar mit der Meyerschen

Nährlösung aus. Fünf Tage später setzte die Keimung ein. Die weitere Entwicklung verlief sehr langsam, und statt der erwarteten Zellfäden bildeten sich Klumpen, deren einzelne Zellen sich abrundeten und aus dem Verbande lösten. Ihre Gestalt und ihre Entstehung war von Fall zu Fall verschieden, wie aus den drei Entwicklungsgängen auf Tafel VIII hervorgeht (Fig. 28—31, 32—35, 36—40). Nach drei Monaten wuchsen und teilten sich die Zellen nicht mehr, sondern wurden nach und nach farblos. Schließlich waren alle abgestorben. In keinem Falle war eine Zelle ausgewachsen und hatte einen Faden gebildet.

Anfang April säte ich wieder Sporen aus, und zwar diesmal auf Agar-Agar mit Knopscher Nährlösung in der Konzentration I. Die Keimung setzte am Ende des vierten Tages ein. Zur Bildung von Zellklumpen kam es nicht, sondern es entstanden sofort die normalen Vorkeimfäden, die bei Catharinaea undulata in der mannigfaltigsten Art und Weise angelegt werden (Tafel VIII, Fig. 19—27). In den meisten Fällen gingen von der Spore zwei, drei oder vier Keimschläuche aus, selten einer. Das Exospor war oft schon kurze Zeit nach der Keimung nicht mehr zu erkennen und konnte daher in der Mehrzahl der Figuren nicht angegeben werden. Fig. 19 stellt ein häufig zu beobachtendes Keimstadium dar; die beiden Keimschläuche, die von der Spore entsandt werden, bilden einen gestreckten Winkel miteinander. Wenn auch das Exospor nicht mehr wahrzunehmen ist, so erkennt man doch an der runden Form, daß die beiden mittleren Zellen unmittelbar auf die Spore zurückgehen. In Fig. 21, die nach einem anderen Keimling entworfen ist, wölben sich zwei Zellen vor und lassen zwei neue Keimschläuche entstehen. In Fig. 20 und 22 werden drei Protonemafäden angelegt, Fig. 23 zeigt den seltenen Fall, daß zwei Keimschläuche, die einen spitzen Winkel miteinander bilden, aus der Spore hervorbrechen. Sehr häufig kann man beobachten, daß sich die Spore nach der Keimung teilt und die beiden Tochterzellen sich wie zwei nebeneinanderliegende Sporen verhalten, d. h., daß sie, beinahe unabhängig voneinander, Keimschläuche hervorbringen. In den Figuren 24—27 der Tafel VIII sind derartige Stadien abgebildet. Die erste Wand der Figuren 25—27 ist ebenso angelegt worden, wie es in Fig. 24 noch ganz eindeutig zu erkennen ist. Dann haben sich in den Figuren 24—26 die beiden ersten Zellen, jede nach zwei Seiten, vorgewölbt, während in Fig. 27 die obere Zelle zwei Fäden, die untere nur einen angelegt hat. Die T-förmigen Keimstadien (Fig. 27) gehören zu den häufig auftretenden Formen.

Becquerel beobachtete die Keimung der Sporen von Atrichum undulatum erst einen Monat nach der Aussaat, benutzte allerdings eine andere Kulturmethode als ich.

Der Entwicklungsgang des Protonema, der auf Tafel VIII, Fig. 1—18 abgebildet ist, gibt viele Beispiele dafür, daß die Seitenfäden nicht nur am oberen Ende einer Zelle, sondern ebensogut in der Mitte, ja sogar am unteren Ende hervortreten können, daß ferner eine Zelle mehr als einen Seitenfaden bilden kann und daß nicht nur die Endzellen zur Teilung befähigt sind. Auch treten zur Längswand geneigte Querwände auf. Diese Beobachtungen lassen sich schon machen, wenn man nur einen Teil des Protonema ins Auge faßt, z. B. den schräg nach links unten wachsenden Faden. Erst in Fig. 12 geht er zur Bildung eines Seitenfadens über. Eine der ältesten Zellen wölbt sich vor, und der neue Seitenfaden wächst in genau entgegengesetzter Richtung wie der Faden, aus dem er hervorgegangen ist. In Fig. 13 geht eine zweite Zelle zur Seitenfadenbildung über, und zwar wächst sie gleichzeitig an zwei auf verschiedenen Seiten der Zelle liegenden Stellen vor, an ihrem oberen Ende und in der Mitte. Bald darauf wird eine Querwand direkt vor der Anlage der unteren Vorstülpung eingeschoben, und nichts verrät mehr, daß dieser Seitenfaden aus der Mitte einer Zelle seinen Ursprung nahm. Die zweitjüngste Zelle des näher betrachteten Fadens der Fig. 13 schiebt ebenfalls eine Querwand ein, die aber gegen die Längswand geneigt ist (Fig. 16).

Die ersten Luftfäden treten sehr früh auf (Fig. 7), erfahren jedoch keine starke Ausbildung. In Fig. 9 sind zwei kurze Luftfäden vorhanden, die vom Lichte abgekehrt sind, sich aber, wie aus den folgenden Figuren ersichtlich, bald krümmen und zum Lichte hinneigen.

Die auf dem Substrat verlaufenden Fäden wuchsen in den Kulturen, die am Südfenster des Arbeitsraumes hinter einer Mattglasscheibe standen, gleichmäßig nach allen Seiten.

Die Protonemafäden von Catharinaea undulata sind oft, wenn sie eine gewisse Größe erreicht haben, besonders an ihren Enden gewellt. Diese Erscheinung tritt in dem dargestellten Entwicklungsgang nicht sehr deutlich hervor; erst die Endzellen der Fäden in Fig. 18 beginnen mit der Wellung. Deshalb habe ich in der unten-

stehenden Figur einen Vorkeim zur Darstellung gebracht, der einzelne Fäden mit starker Krümmung zeigt und der außerdem noch in bezug auf die Seitenfadenbildung das auf Tafel VIII abgebildete Protonema ergänzt. Wir sehen mehrere Zellen sich an zwei Stellen vorwölben, und es tritt bei a sogar der Fall ein, daß zwei Seitenfäden, die am oberen bzw. unteren Ende zweier benachbarter Zellen gebildet werden, so nahe aneinander liegen, daß sie verwachsen erscheinen. Bei b entspringen dem oberen Teil einer Zelle zwei Fäden.

Dieses Protonema wuchs in einer Schale, die an dem Westfenster des Arbeitsraumes stand. Infolge der geringeren Lichtintensität strebten die Fäden dem Lichte zu.

Am Protonema von Catharinaea undulata entstehen viele Moosstämmchenknospen. Die ersten beobachtete ich $1^1/_2$ Monate nach der Aussaat der Sporen.

In einigen Kulturen kam es zur Bildung von Brutzellen.

Um festzustellen, was die von mir beobachtete, oben beschriebene Klumpenbildung bedeutet, holte ich am 19. Januar 1930 nochmals reife Kapseln von der Kirchspitze und säte die Sporen sofort aus, erhielt jedoch keine Zellklumpen, sondern die normalen Fäden.

Polytrichum juniperinum Willd.

Figuren: Tafel IX.

Literatur: Servettaz, 1913 (K, P). — Bern'stein, 1928 (K).

Die reifen Kapseln wurden am 7. Oktober 1928 in der Nähe von Hagen-Delstern (Westfalen) auf einer mit Heidekraut und niederem Buschwerk bewachsenen Waldlichtung gesammelt.

Die Sporenmasse sieht mit bloßem Auge betrachtet gelbgrün aus. Das Exospor ist fast farblos und durchsichtig, so daß man den Sporeninhalt erkennen kann. Es sind 2 bis 6 verhältnismäßig große, schön grün gefärbte Chloroplasten und meist mehrere Öltropfen vorhanden. Die Sporen sind, in Wasser betrachtet, kugelig. Ihr Durchmesser schwankt zwischen 8 und 10 μ und beträgt im Mittel 9 μ.

Die ersten Aussaaten machte ich im Juni 1929 unter Benutzung der Knopschen und Meyerschen Nährlösung in der Konzentration I. Infolge der Farblosigkeit des Exospors und der geringen Größe der Sporen ist es schwer, den Beginn der Keimung, der im Laufe des dritten Tages nach der Aussaat eintritt, genau festzustellen. In der Regel werden zwei bis vier Keimschläuche von der Spore nacheinander entsandt.

Die jungen Protonemafäden wachsen in Kulturen, die von Pilzen befallen sind, sehr viel schneller als in anderen.

Die Vorkeime erwiesen sich unter den Bedingungen, unter denen die Kulturen gehalten wurden, als stark positiv heliotropisch. Trotz-

dem die Schalen auf einem Gestell direkt am Südfenster des Arbeitsraumes standen, wuchsen sämtliche Fäden zum Lichte hin.

Die Zellen legen nur je einen Seitenfaden an ihrem oberen Ende an. Die Bildung der Zweige geht in acropetaler Reihenfolge vor sich.

Die Entstehung neuer Querwände in den alten Zellen der Fäden habe ich nur bei der Bildung der Brutzellen gesehen. Schiefe Querwände kommen vor, sind jedoch selten.

Auf Tafel IX ist der Werdegang eines Protonema von Polytrichum juniperinum abgebildet. Die Spore hat nacheinander vier Keimfäden entsandt, von denen der jüngste in das Substrat eindringt.

Das Exospor war zuerst nur schwer, nach kurzer Zeit überhaupt nicht mehr zu sehen und ist deshalb nicht eingezeichnet worden, doch ist die Sporenzelle durch ihre rundliche Form erkennbar.

Zur Bildung von Luftprotonema ist es bis zu dem auf Tafel IX, Fig. 14 wiedergegebenen Stadium noch nicht gekommen.

Die Vorkeime erzeugen viele Stämmchen, und zwar frühestens $1^1/_2$ Monate nach der Aussaat der Sporen.

Polytrichum commune L.

Figuren: Tafel X.

Literatur: Zederbauer, 1902 (M). — Schoene, 1906 (K, P). — Bernstein, 1928 (K).

Auf jenem Waldweg, von dem ich die reifen Kapseln von Sphagnum squarrosum Pers. holte, sammelte ich auch das für meine Kulturen von Polytrichum commune benutzte Sporenmaterial.

Die Sporenmasse hat makroskopisch eine gelblich grüne Farbe. Das Exospor der kugeligen Sporen ist durchsichtig und fast farblos. In der Regel sind 2 bis 4 große Chloroplasten vorhanden. Der Durchmesser der Sporen beträgt 7 bis 10 μ, im Mittel 9 μ.

Für die Kulturen wurde die Knopsche Nährlösung in der Konzentration I benutzt.

Aus demselben Grunde wie bei Polytrichum juniperinum ist die Zeit der beginnenden Keimung schwer anzugeben. Sie ist außerdem bei den einzelnen Sporen verschieden. Die Keimung setzt im Laufe des sechsten Tages ein. Es werden in der Regel zwei bis drei, seltener ein oder vier Keimschläuche von der Spore gebildet.

Luftfäden treten früh auf, ohne jedoch eine starke Entwicklung zu zeigen.

Es können mehrere Seitenfäden aus einer Zelle entstehen. Sie entspringen nicht nur am oberen Ende, sondern auch in der Mitte und am unteren Ende der Zellen.

Eine geringe Anzahl der Wände ist gegen die Längsrichtung des Fadens geneigt.

Querwände werden in älteren Zellen selten eingeschoben, ausgenommen bei der Bildung der Brutzellen.

Den Zerfall von Fäden konnte ich häufig beobachten. Dabei teilen sich die Zellen in der Regel ein- bis dreimal. Die neugebildeten Wände sind oft gegen die Längswände geneigt, sie können im Extremfall sogar parallel mit ihnen verlaufen.

Die Moosstämmchenknospen werden $1^1/_2$ Monate nach der Aussaat der Sporen in großer Zahl angelegt.

Auf Tafel X habe ich in den Figuren 1 bis 10 die Entwicklung eines Protonema von Polytrichum commune dargestellt. Die keimende Spore ist, um ihre Chloroplasten angeben zu können, bei stärkerer Vergrößerung gezeichnet worden als die nachfolgenden Stadien. Die Sporenzelle ist in Fig. 2 durch ein Kreuz gekennzeichnet, da das Exospor nicht mehr sichtbar war. In Fig. 5 sind bereits drei Keimschläuche getrieben worden, von denen der zweite sich in die Luft erhebt. Der älteste der beiden auf dem Substrat wachsenden Fäden hat in Fig. 6 zwei dem oberen Ende derselben Zelle entspringende Fäden hervorgebracht, während der jüngste der drei Hauptfäden noch keinen Seitenfaden aufzuweisen hat. Der in Fig. 8 vom Lichte abgekehrte Luftfaden hat sich in Fig. 9 auf das Substrat gesenkt und einen kurzen Seitenfaden, der eine eigenartige Wachstumsrichtung besitzt, gebildet. Er verankert den Faden, der ihn hervorgebracht hat, gewissermaßen mit dem unter ihm liegenden Hauptfaden. In Fig. 9 ist an der mit einem Kreis bezeichneten Stelle ein Seitenfaden aus dem unteren Teil einer Zelle entstanden. Die Querwände der Luftfäden konnten in Fig. 10 nicht eingezeichnet werden, da sie sich nicht genau erkennen ließen.

Die Bildung der Brutzellen wird durch die Figuren 14—17 erläutert. Die Zellen des in Fig. 14 dargestellten Fadens teilen sich, von einer abgesehen, ein- oder zweimal, runden sich dann ab und lösen sich gruppenweise aus dem Verbande. Während in der Natur diese kurzen Fadenstücke durch Wind und Wasser voneinander getrennt werden, bleiben sie in den Kulturen dicht aneinandergedrängt liegen. In der Zeichnung sind die kleinen Räume zwischen ihnen durch Kreuze bezeichnet worden (Fig. 17). Die weitere Entwicklung der Zellgruppen konnte ich nicht beobachten, da vorher Verpilzung der Schale eintrat. Der Zerfall eines Fadens geht sehr langsam vor sich. Es dauerte zwei Monate (vom 19. VII. bis 19. IX.), bis sich aus dem in Fig. 14 dargestellten Fadenteil die in Fig. 17 gezeichneten Zellgruppen gebildet hatten.

In den Figuren 12 und 13 sind zwei aufeinanderfolgende Entwicklungsstadien bei stärkerer Vergrößerung mit ihren Chloro-

plasten gezeichnet. Die mittlere Zelle dieser beiden Fadenstücke ist durch eine Längswand aufgeteilt.

Fig. 11 stellt einen in Zerfall begriffenen Faden dar, dessen Zellen sich durch nach allen Seiten gerichtete Teilungswände auszeichnen.

Pogonatum aloides (Hedw. als Polytrichum) P. d. B.

Figuren: Tafel XI.

Literatur: Janzen, 1913 (K, P, M).

Die reifen Kapseln wurden von einem Wegabstich in den Lahnbergen östlich von Marburg am 17. März 1929 geholt.

Die Sporen von Pogonatum aloides sind kugelig. Durch das farblose und glatte Exospor schimmern ein oder mehrere Öltröpfchen und die Chloroplasten, deren Zahl durchschnittlich acht bis zehn beträgt. Der Durchmesser der Sporen hat eine Größe von 8 bis 13 μ und beträgt im Mittel 12 μ.

Janzen weist 1913 schon auf die Schwierigkeit hin, die Sporen von Pogonatum aloides in Kulturen zum Keimen und zur Weiterentwicklung zu bringen. Er beschreibt, daß die Sporen in gequollenem Zustand wochenlang auf dem Agar-Agar liegen, ohne einen Fortschritt in der Entwicklung zu zeigen.

Ich machte ähnliche Erfahrungen. Manche der Kulturen gingen ein, nachdem entweder gar keine oder nur kurze Keimschläuche gebildet waren, und bei keinem der von mir untersuchten Protonemata konnte ich so zahlreiche zerfallende Fäden beobachten wie bei Pogonatum aloides. Unter den Kulturen waren aber auch solche, deren Sporen in normaler Weise Vorkeime entstehen ließen. Ihre Entwicklung möchte ich darstellen und erläutern.

Die Keimung beobachtete ich frühestens im Laufe des sechsten Tages nach der Aussaat, oft aber erst viel später. In der Regel werden ein oder zwei Keimschläuche von der Spore gebildet. Die Seitenfäden entspringen nicht nur dem oberen, sondern auch dem mittleren und unteren Teile der Zellen, und zwar in Ein- oder Zweizahl. Die Luftfäden erlangen keine starke Ausbildung.

Auf Tafel XI ist in den Figuren 1—19 der Werdegang eines Protonema dargestellt. Die Spore entläßt in diesem Fall nur einen Keimschlauch, dessen erste Zelle, die Sporenzelle nicht gerechnet, zwei Seitenfäden hervorbringt, von denen aber einer im Wachstum zurückbleibt. Die Zahl der Seitenfäden ist sehr groß. Fast alle Zellen des Hauptfadens haben in Fig. 19 einen oder zwei gebildet.

Die Figuren 20—23 zeigen die Entwicklung eines Fadenstückes zu Brutzellen. Die mit einem Kreuz versehenen Zellen sind farblos geworden, ihr Inhalt ist abgestorben. Fig. 24 zeigt das in Fig. 23 dargestellte Stadium bei stärkerer Vergrößerung, jedoch ohne die

vier am weitesten links gelegenen Zellen. Diese wurden in eine andere Schale mit frisch hergestelltem Nährboden übergeimpft. Sie trieben kurze Keimschläuche, gingen aber bald ein, da Bakterien sich in der Schale einstellten.

In den meisten meiner Kulturen traten keine Moosstämmchenknospen auf. Nur wenige, am 22. April auf Agar-Agar mit Knopscher Nährlösung in der Konzentration I angelegte Kulturen gingen am 23. August, also rund vier Monate nach der Aussaat der Sporen, zur Knospenbildung über. Janzen beobachtete schon drei Monate nach der Aussaat die ersten Stämmchen.

Physcomitrium piriforme (L.) Brid.

Figuren: Tafel XII und XIII.

Literatur: v. Goebel, 1889 (P).

Die reifen Kapseln wurden am 1. Mai 1929 aus dem Botanischen Garten zu Marburg geholt.

Die Sporenmasse hat bei Betrachtung mit bloßem Auge eine rostbraune Farbe. Das Exospor ist hellgelbbraun und dicht besetzt mit warzigen und leistenartigen dunkler gefärbten Auflagerungen (Tafel XII, Fig. n). Die rauhe Oberfläche der Spore erscheint sehr zweckmäßig, wenn man bedenkt, daß Physcomitrium piriforme hauptsächlich an kahlen Erdstellen, z. B. an Uferböschungen und Erdblößen feuchter Äcker und Wiesen vorkommt, wo eine glatte Spore sehr viel schwieriger haften bleibt. Es wäre eine sehr interessante Aufgabe, allgemein zu untersuchen, ob und wieweit eine Abhängigkeit zwischen der Beschaffenheit der Sporen und dem Standort der betreffenden Moose besteht.

Die Sporen von Physcomitrium piriforme sind häufig nicht ganz kugelig, sondern etwas abgeplattet. Ihr Durchmesser schwankt zwischen 27 und 37 μ und beträgt im Mittel 32 μ. Infolge des undurchsichtigen Exospors läßt sich der Inhalt der Spore nicht erkennen. Um festzustellen, ob Öl vorhanden ist, zerdrückte ich einen Teil der Sporenmasse einer Kapsel mit einem Deckglas auf einem Objektträger und setzte Sudanglyzerin hinzu. Es ließen sich erhebliche Mengen Öl nachweisen.

Die Keimung der Sporen setzte durchschnittlich $3^1/_2$ Tage nach der Aussaat ein, erfolgte ausnahmsweise auch früher. Je nach der Konzentration der verwendeten Nährlösung hatten die Keimstadien ein verschiedenes Aussehen. Wurde dem Agar-Agar eine Knopsche Nährlösung in der Konzentration I zugesetzt, so kam zuerst ein dünner, farbloser Faden aus der Spore hervor, dem erst nach einiger Zeit ein zweiter, der grün und viel breiter war, folgte. Wurde dagegen eine Knopsche Nährlösung in der Konzentration II benutzt, so unterblieb die Bildung eines farblosen Fadens, von

wenigen Ausnahmefällen abgesehen. Es wurden sofort die breiten, assimilierenden Zellfäden angelegt. Um ganz sicher zu sein, die farblosen Fäden in dem letzten Fall nicht übersehen zu haben, wendete ich die jungen Keimstadien unter dem Binokular mit einer feinen Präpariernadel um, denn es wäre ja möglich gewesen, daß die farblosen Fäden der dem Substrat aufliegenden Seite der Sporen entsprungen und direkt in den Nährboden eingedrungen wären.

Zur Ergänzung des oben Gesagten mögen noch die folgenden Zahlenangaben dienen. Am 9. August 1929 säte ich um 12 Uhr Sporen auf Agar-Agar mit Knopscher Nährlösung in der Konzentration I aus. Von 130 waren am 13. August 1929 25 noch nicht gekeimt, 46 zeigten mehr oder weniger breite Risse im Exospor, ohne daß ein Faden angelegt war, 43 hatten einen farblosen und 16 außerdem einen breiten, assimilierenden Faden gebildet.

In den Figuren a—d der Tafel XII sind junge Keimstadien dargestellt, denen die Knopsche Nährlösung in der Konzentration II zur Verfügung stand, während die in den Figuren e—h abgebildeten Stadien sich auf Agar-Agar mit der einfachen Knopschen Nährlösung entwickelten.

Die Entstehung von Querwänden in älteren Zellen beobachtete ich bei Physcomitrium piriforme häufig. In den beiden auf Tafel XII Fig. 1 –12 und 1′—9′ dargestellten Entwicklungsgängen sieht man, beim Vergleiche der Figuren 10 und 11, 6′ und 7′, 7′ und 8′, an den mit einem Kreuz bezeichneten Stellen neue Querwände. Auch ist die Bildung von Seitenfäden in der Mitte und an dem unteren Ende der Zellen nicht selten (Fig. 9, 10, 11, 7′ an den mit einem Kreis bezeichneten Protonemateilen). In Fig. 10 sieht man sogar zwei Fäden dem unteren Ende einer Zelle entspringen, die an ihrem oberen Ende bereits einen Luftfaden erzeugt hat und, wie die nächste Figur erkennen läßt, noch einen weiteren Seitenfaden hervorbringen wird. Selbst drei Fäden aus demselben Teil einer Zelle lassen sich beobachten (Fig. 11 bei *).

Da eine Zelle die von ihr ausgehenden Seitenfäden gewöhnlich nicht gleichzeitig anlegt, so sehen wir fast stets an den Stellen, wo eine Zelle mehrere Seitenfäden hervorbringt, eine Durchbrechung der Regel von der acropetalen Entstehung der Seitenfäden.

Das Exospor bleibt lange an der Sporenzelle haften. Oft ist es noch zu erkennen, wenn der Vorkeim bereits Stämmchen trägt.

Luftprotonema entstand in meinen Kulturen so reichlich, daß oft schon nach kurzer Zeit die Beobachtung der Substratfäden unmöglich wurde. Von Fig. 11 des ersten Entwicklungsganges ab mußte ich auf die Einzeichnung der Querwände in die Luftfäden verzichten, da sie sich teilweise nicht erkennen ließen.

Die beiden in ihrer Entwicklung dargestellten Protonemata der Tafel XII wuchsen auf Agar-Agar mit Knopscher Nährlösung in

der Konzentration I und standen in Schalen auf einem Gestell am Südfenster des Arbeitsraumes.

Die ersten Moosstämmchen wurden 20 Tage nach der Aussaat der Sporen angelegt. Einen Zerfall der Fäden habe ich nicht beobachtet.

Fig. 1 stellt eine junge Knospe dar, die als Ergänzung zu dem auf Tafel XIII abgebildeten Entwicklungsgang dienen möge, der nicht erkennen läßt, daß die Knospen an den Enden kurzer Seitenfäden entstehen.

Die Knospen wachsen viel rascher als die Protonemata. Das auf Tafel XIII abgebildete Exemplar brauchte nur sechs Tage, um die in den Figuren 1—6 gezeichneten Stadien zu durchlaufen. Fig. 1 zeigt es mit zwei, Fig. 2 mit vier und Fig. 6 mit sechs Blättchen, von denen das älteste in seiner Entwicklung gegenüber den anderen zurückgeblieben ist.

Um von einem Blatt zu dem nächstjüngeren zu kommen, muß man auf einer Rechtsspirale an der Knospe aufsteigen. In Fig. 6 habe ich die Blättchen nach ihrem Alter numeriert. Das in Fig. 4 zuerst auftretende Rhizoid drang in den Nährboden ein und wuchs so schnell, daß ich es in den Figuren 5 und 6 nicht ganz zur Darstellung bringen konnte.

Die Hauptsegmente der Blätter sind da, wo sie sich erkennen ließen, stärker ausgezogen worden.

Das Blatt von Physcomitrium piriforme wächst, wie alle Moosstämmchenblätter der Bryales, zunächst mit zweischneidiger Scheitelzelle. Dann tritt an seiner Basis eine interkalare Wachstumszone auf. Die Figuren 7—10 der Tafel XIII stellen Blättchen auf verschiedenen Stadien der Entwicklung dar, und zwar sieht man in den Figuren 7 und 9 auf die Bauchseite, in den Figuren 8 und 10 auf die Rückenseite der Blätter.

Pottia truncatula (L.) Lindb.

Figuren: Tafel III, Fig. 1—4.

Am 13. Dezember 1929 holte ich aus dem Botanischen Garten zu Marburg (Lahn) reife Kapseln von Pottia truncatula.

Die Sporen sind kugelig. Ihr Exospor ist gelbbraun und dicht mit Warzen besetzt. Von dem Inhalt läßt sich infolge des dicken Exospors nur eine große Ölkugel erkennen. Der Durchmesser der Sporen schwankt zwischen 20 und 28 μ und beträgt im Mittel 24 μ. Die Farbe der Sporen ist, mit bloßem Auge betrachtet, ockergelb.

Die Keimung setzte in meinen Kulturen, bei denen die Knopsche Nährlösung in der Konzentration I benutzt wurde, im Laufe des vierten Tages nach der Aussaat ein. Es werden sehr früh zahlreiche

Fäden ausgebildet, die sich in die Luft erheben und die Beobachtung des auf dem Substrat wachsenden Protonema erschweren.

Die Figuren 1—4 der Tafel III zeigen die ersten Entwicklungsstadien des Vorkeims. Eine weitere Beobachtung und Darstellung wurde durch neu auftretende Luftfäden und durch Verzweigung der schon vorhandenen unmöglich gemacht.

Die ersten Knospen wurden 20 Tage nach der Aussaat, oft aber erst viel später angelegt.

Die Kulturen standen hinter einer Mattglasscheibe am Südfenster des Arbeitsraumes.

Brachythecium velutinum (L als Hypnum) Br. eur.

Figuren: Tafel XIV und XV.

Das zur Aussaat benutzte Material wurde am 30. März 1929 aus dem Knutzbachtal bei Marburg geholt.

Die Sporenmasse sieht grün aus, weil die Sporen zahlreiche lebhaft gefärbte Chloroplasten enthalten. Das Exospor ist ganz fein gekörnelt, schwachgelb und durchsichtig. Als Reservematerial ist Öl vorhanden. Die Sporen sind, in Wasser betrachtet, fast kugelig. Ihr Durchmesser variiert zwischen 12 und 15 μ und beträgt im Mittel 14 μ.

Als Nährlösung diente die von Knop in der Konzentration I.

Die Keimung setzte etwa 50 Stunden nach der Aussaat ein. Fast durchweg gehen zwei Fäden von der Spore aus, von denen der eine etwas früher angelegt wird als der andere. Das Exospor ist nur kurze Zeit zu erkennen. Die ersten Fäden enthalten in jungem Zustand Öltröpfchen in ihren Zellen, die auf Tafel XIV in Fig. c als schwarze Punkte angedeutet sind.

Brachythecium velutinum legt, wie der Entwicklungsgang auf den Tafeln XIV und XV zeigt, fast 50% seiner Seitenfäden nicht an dem oberen Ende der Zellen an. In Fig. 19 habe ich alle Zellen, die aus ihrem oberen Ende einen Seitenfaden hervorgebracht haben, mit einem Kreis bezeichnet, die Zellen, an denen die Seitenfäden in der Mitte oder an dem unteren Ende entstanden sind, durch ein Kreuz hervorgehoben. Es haben von 28 Zellen nur 14 die Seitenfäden aus ihrem oberen Teile gebildet. Im Gegensatz zu Catharinaea undulata und Physcomitrium piriforme entläßt eine Zelle stets nur einen Seitenfaden. Die den ältesten Zellen entsprechenden Seitenfäden sind daher in der Regel am längsten. Es ist aber nicht so, daß die Hauptfäden, d. h. die unmittelbar aus der Spore hervorgehenden, stets das System beherrschen. Der abgebildete Entwicklungsgang zeigt vielmehr, daß ein Hauptfaden (der nach links gerichtete) schon nach ganz kurzer Zeit (es sind in dem ange-

gebenen Fall nur fünf Zellen entstanden), sein Wachstum einstellen kann. Ein aus dem unteren Teil seiner Endzelle entspringender Faden übernimmt gewissermaßen seine Aufgaben.

In seltenen Fällen schiebt eine Zelle, die sich dann gegenüber ihren Nachbarzellen durch besondere Länge auszeichnet, eine Wand ein, wie in Fig. 12 (Tafel XIV) an der mit einem Punkt bezeichneten Stelle.

Einen Zerfall der Fäden habe ich nicht beobachtet.

Luftprotonema wird erst spät angelegt, meist erst dann, wenn auf dem Substrat nicht mehr Platz genug ist.

Die Kulturen standen hinter einer Mattglasscheibe an einem Südfenster des Arbeitsraumes. An der Tatsache, daß die Fäden nach allen Seiten wuchsen, ließ sich erkennen, daß die Lichtintensität günstig war.

In Kulturen, die am 22. April 1929 angelegt waren, fand ich die ersten Moosstämmchenknospen am 25. Juni 1929, dagegen schritten am 12. August angelegte bereits am 25. September zur Knospenbildung.

Brachythecium velutinum zeichnet sich durch besonders üppige Protonema- und Knospenbildung aus.

Name des Mooses	Sporen-größe	Mittlere Sporen-größe	Früheste Zeit der Keimung nach der Aussaat	Länge der Protonema-zellen
Sphagnum squarrosum Pers.	20—27 μ	23 μ	nach 8 Tagen	—
Dicranum scoparium (L.) Hedw.	17—25 μ	20 μ	nach 28 Stunden	20—133 μ
Dicranella heteromalla (L.) Schpr.	12—14 μ	13 μ	nach 4 Tagen	20—150 μ
Catharinaea undulata (L.) Web. et Mohr	16—23 μ	18 μ	nach 4 Tagen	20—250 μ
Polytrichum juniperinum Willd.	8—10 μ	9 μ	nach 2½ Tagen	50—410 μ
Polytrichum commune L.	7—10 μ	9 μ	nach 5 Tagen	30—230 μ
Pogonatum aloides (Hedw. als Polytrichum) P. d. B.	8—13 μ	12 μ	nach 5 Tagen	16—190 μ
Physcomitrium piriforme (L.) Brid.	27—37 μ	32 μ	nach 3½ Tagen ausnahmsweise noch eher	20—160 μ
Pottia truncatula (L,) Lindb.	20—28 μ	24 μ	nach 3 Tagen	20—170 μ
Brachythecium velutinum (L. als Hypnum) Br. eur.	12—15 μ	14 μ	nach 50 Stunden	19—225 μ

Mittlere Länge der Protonema-zellen	Breite der Protonema-zellen	Mittlere Breite der Protonema-zellen	Früheste Zeit der Knospen-bildung nach der Aussaat	Verwendete Nährlösungen
—	—	—	nach 48 Tagen	nach Knop in der Konz. II
43—66 μ	13—30 μ	17—20 μ	nach 4 Monaten	nach Meyer in der Konz. I
71 μ	13—17 μ	13 μ	nicht beobachtet	nach Knop und Meyer in den Konz. I u. II
65—100 μ	15—30 μ	16—18 μ	nach 1½ Monaten	nach Knop und Meyer in der Konz. I
116—150 μ	11—20 μ	16 μ	nach 1½ Monaten	nach Knop und Meyer in der Konz. I
65—130 μ	16—22 μ	18 μ	nach 1½ Monaten	nach Knop in der Konz. I
65 μ	11—16 μ	13 μ	nach 4 Monaten	nach Knop in der Konz. I
80 μ	16—20 μ (Die farblos. Fäden waren 6—7 μ breit	16 μ	nach 20 Tagen	nach Knop in den Konz. I u. II
65—75 μ	10—30 μ	16—23 μ	nach 20 Tagen	nach Knop in der Konz. I
50—86 μ	10—18 μ	16 μ	nach 44 Tagen	nach Knop in der Konz. I

Zusammenfassung.

Die Sporen der von mir untersuchten Moosarten unterscheiden sich bei mikroskopischer Betrachtung durch ihre Größe und Form, durch die Beschaffenheit ihres Exospors, die Zahl der vorhandenen Chloroplasten und die Zeit, die sie brauchen, um unter günstigen Bedingungen zu keimen. Jedes Moos hat durchaus charakteristische Sporen. (Dasselbe gilt nach W a l d m a n n für die Farne und ihre Sporen.)

Die Protonemata der einzelnen Moose weisen große Verschiedenheiten auf. Sie unterscheiden sich im allgemeinen

1. durch ihre Einstellung zum Licht,
2. durch Länge und Breite ihrer Zellen,
3. durch die Wachstumsgeschwindigkeit,
4. durch die Zahl der Seitenfäden, die von einer Zelle gebildet werden können und die Art ihrer Entstehung,
5. durch die Ausbildung der sich vom Substrat in die Luft erhebenden Fäden,
6. durch die Entstehung der Brutzellen, bei denen keine, eine oder mehrere Wände nachträglich angelegt werden,
7. durch die verschiedene Zeit, die sie (von der Sporenaussaat ab gerechnet) brauchen, um Knospen bilden zu können.

Einzelne Protonemata haben außerdem noch besondere Merkmale aufzuweisen, z. B. hat Catharinaea undulata häufig gewellte Zellen und Physcomitrium piriforme treibt auf Böden mit geringer Nährsalzkonzentration zunächst einen dünnen, farblosen Faden.

Aus der vorstehenden Tabelle lassen sich die Verschiedenheiten der von mir untersuchten Bryineen in Bezug auf Größe der Sporen, Keimungszeit, Länge und Breite der Protonemazellen und Zeitdauer bis zur Knospenbildung ablesen.

Literatur.

1832. Agardh, C. A.: Lehrbuch der Botanik. 2. Abteilung: Biologie. Aus dem Schwedischen übersetzt von F. C. H. Creplin, Greifswald.

1906. Becquerel, M. Paul: Germination des spores d'Atrichum undulatum et d'Hypnum velutinum. Revue générale de Botanique. Paris. **18,** 49—66.

1867. Berggren, S.: Studier öfver Mossornas bygnad och utveckling. I. Andreaeaceae. Acta Universitatis Lundensis. II. Afdelningen för Mathematik och Naturvetenskap. Nr. 12.

1870. — — Studier öfver Mossornas bygnad och utveckling. II. Tetraphideae. Acta Universitatis Lundensis. II. Afdelningen för Mathematik och Naturvetenskap. Nr. 8.

1928. Bernstein, Marie: Versuche über die Lebensdauer der Moossporen. Acta Horti Botanici Universitatis Latviensis. Riga. 33—38.

1836. Bischoff, Gottl. Wilhelm: Lehrbuch der Botanik. Allgemeine Botanik II. Stuttgart.

1823. Cassebeer, Johann Heinrich: Über die Entwicklung der Laubmoose. Frankfurt a. M.

1899. Correns, C.: Untersuchungen über die Vermehrung der Laubmoose durch Brutorgane und Stecklinge. Jena.

1929. Dening, Karl: Entwicklungsgeschichtliche Untersuchungen am Gametophyten von Buxbaumia aphylla (L.). Verhandlungen des naturh. Vereins d. preuß. Rheinlande und Westfalens. **85,** 305—345.

1924. Engler-Prantl: Die natürlichen Pflanzenfamilien. 10. Band. Leipzig 1924.

1888. Errera, L.: Vergleiche: 60. Versammlung Deutscher Naturforscher und Ärzte zu Wiesbaden. Sektion für Botanik. Sitzung vom 21. September 1887. Biologisches Zentralblatt. **7,** 728—731.

1833. Fürnrohr, A. E.: Versuch einer Lebens- und Formgeschichte der Gattung Sphagnum. Flora oder allgemeine botanische Zeitung. **16,** 1—13, 17—31.

1905. Giesenhagen, K.: Studien über die Zellteilung im Pflanzenreiche. Stuttgart.

1889. Goebel, K. v.: Über die Jugendzustände der Pflanzen. Flora. **72,** 1—45.

1896. — — Über Jugendformen von Pflanzen und deren künstliche Wiederhervorrufung. Sitzungsberichte der mathematisch-physikalischen Klasse der k. b. Akademie der Wissenschaften zu München. **26,** 447—497.

1930. — — Organographie der Pflanzen. 2. Teil, 914—1038. Jena.

1854. Gümbel, W. Theodor: Der Vorkeim. Beitrag zur Entwicklungsgeschichte der Moospflanze. Verhandlungen der Kaiserlich Leopoldinisch-Carolinischen Akademie der Naturforscher. **24,** 575—669.

1918. Gurlitt, Ludwiga: Über den Einfluß der Konzentration der Nährlösung auf einige Pflanzen. Beihefte zum Botanischen Zentralblatt. **35,** 1. Abt. 279—341.
1782. Hedwig, Johannes: Fundamentum Historiae Naturalis Muscorum frondosorum. Pars II. Leipzig.
1851. Hofmeister, Wilhelm: Vergleichende Untersuchungen der Keimung, Entfaltung und Fruchtbildung höherer Kryptogamen und der Samenbildung der Coniferen. Leipzig.
1854. — — Zur Morphologie der Moose. Berichte der Königlich Sächsischen Gesellschaft der Wissenschaften, math.-physik. Klasse. Jahrg. 1854, 92—106.
1863. — — Zusätze und Berichtigungen zu den 1851 veröffentlichten Untersuchungen der Entwicklung höherer Kryptogamen. Jahrbücher für wissenschaftliche Botanik. **3,** 262—276.
1835. Hornschuch, Christian Friedrich: Über die Entstehung und Metamorphose der niederen vegetabilischen Organismen. Flora oder allgemeine botanische Zeitung. **18,** 433—446.
1913. Janzen, P.: Die Jugendformen der Laubmoose und ihre Kultur. Berichte des westpreußischen botanisch-zoologischen Vereins. **35,** 1—62.
1893. Klebs, Georg: Über den Einfluß des Lichtes auf die Fortpflanzung der Gewächse. Biologisches Zentralblatt. **13,** 641—656.
1874. Kühn, Emil: Zur Entwicklungsgeschichte der Andreaeaceen. Schenk und Luerssen, Mitteilungen aus dem Gesamtgebiete der Botanik. **1,** 1—56.
1915. Lampa, E.: Untersuchungen über die ersten Entwicklungsstadien einiger Moose. Österreichische botanische Zeitschrift. **65,** 195—204.
1868. Leitgeb, H.: Beiträge zur Entwicklungsgeschichte der Pflanzenorgane. I. Wachstum des Stämmchens von Fontinalis antipyretica. Sitzungsberichte der mathematisch-naturwissenschaftlichen Klasse der Kaiserlichen Akademie der Wissenschaften. Wien. **57,** 1. Abt., 308 –342.
1869. — — Beiträge zur Entwicklungsgeschichte der Pflanzenorgane. III. Wachstum des Stämmchens und Entwicklung der Antheridien bei Sphagnum. Sitzungsberichte der mathematisch-naturwissenschaftlichen Klasse der Kaiserlichen Akademie der Wissenschaften. Wien. **59,** 1. Abt. 294—320.
1917. Merl, Edmund: Scheitelzellsegmentierung und Blattstellung der Laubmoose. Flora **109,** 189—212.
1836. Meyen, J.: Jahresbericht über die Resultate der Arbeiten im Felde der physikalischen Botanik von dem Jahre 1833. Archiv für Naturgeschichte von Dr. Ar. Fr. Aug. Wiegmann. 2. Jahrgang, **2,** 15—130.
1839. — — Neues System der Pflanzen-Physiologie. Berlin. **3,** 400—404.
1927. Mönkemeyer, Wilh.: Dr. L. Rabenhorsts Kryptogamen-Flora von Deutschland, Österreich und der Schweiz. **4,** Ergänzungsband: Die Laubmoose Europas. Andreaeales-Bryales. Leipzig.
1874. Müller (Thurgau), H.: Die Sporenvorkeime und Zweigvorkeime der Laubmoose. (Protonema und Rhizoiden.) Sachs: Arbeiten des botanischen Instituts in Würzburg. **1,** 475—499.
1845. Nägeli, Carl: Wachstumsgeschichte der Laub- und Lebermoose. Zeitschrift für wissenschaftliche Botanik v. M. J. Schleiden und Carl Nägeli. Zürich. **1,** 138—210.
1855. — — Entstehung und Wachstum des Sphagnumblattes. Pflanzenphysiologische Untersuchungen von Carl Nägeli und Carl Cramer. 1. Heft von Carl Nägeli. 76—87. Zürich.

1824. Nees v. Esenbeck, Th. Fr. Ludw.: Beobachtungen über die Entwicklung der Laubmoose aus ihren Keimkörnern. Nova acta physico-medica academiae Caesareae Leopoldino-Carolinae naturae curiosorum. Bonn. **12**, 167—180.

1931. Oberheidt, Karoline: Die Entwicklung der Protonemata und die Anlage der Stämmchen bei einigen Laubmoosen. Dissertation. Marburg.

1903. Paul, H.: Beiträge zur Biologie der Laubmoosrhizoiden. Englers botanische Jahrbücher. **32**, 239—274.

1874. Sachs, Julius: Lehrbuch der Botanik. 4. Auflage. Leipzig.

1848. Schimper, W. P.: Recherches anatomiques et morphologiques sur les mousses. Strasbourg.

1858. — — Versuch einer Entwicklungs-Geschichte der Torfmoose und einer Monographie der in Europa vorkommenden Arten dieser Gattung. Stuttgart.

1858. — — Mémoire pour servir à l'histoire naturelle des Sphaignes. Mémoires présentés par divers savants à l'Académie des Sciences de l'Institut impérial de France. **15**, 1—97. Paris.

1861. Schleiden, M. J.: Grundzüge der wissenschaftlichen Botanik. 4. Auflage. Leipzig.

1906. Schoene, Kurt: Beiträge zur Kenntnis der Laubmoossporen und zur Biologie der Laubmoosrhizoiden. Flora. **96**, 276—321.

1828. Schultz, Carl Heinrich: Die Natur der lebendigen Pflanze. 2. Theil. Stuttgart und Tübingen.

1913. Servettaz, Cam.: Recherches expérimentales sur le développement et la nutrition des mousses en milieux stérilisés. Ann. d. scienc. nat. Bot. 9. Sér., **17**, 111—224.

1913. Ubisch, G. v.: Sterile Mooskulturen. Berichte der Deutschen botanischen Gesellschaft. **31**, 543—552.

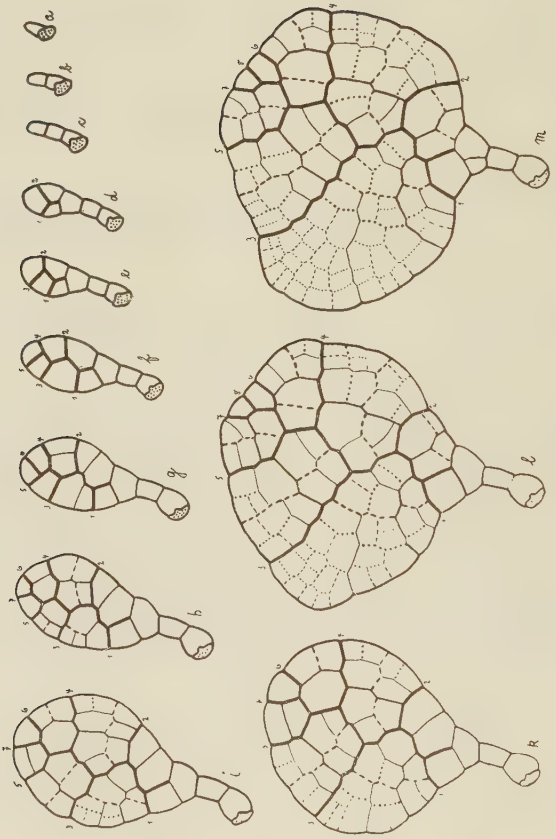
1928. Waldmann, Hubert: Beiträge zur Entwicklungsgeschichte der Prothallien einheimischer Polypodiaceen. Dissertation. Marburg 1928.

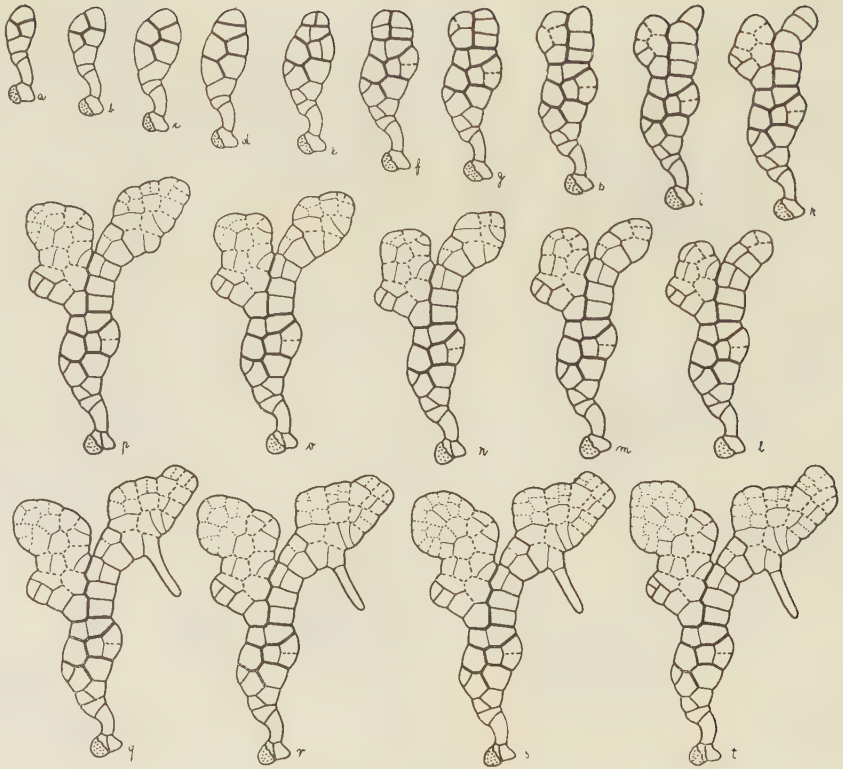
1831. Wallroth: Flora cryptogamica Germaniae. **3**, Pars prior, Norimbergae.

1885. Warnstorf, C.: Zur Frage über die Bedeutung der bei den Moosen vorkommenden zweierlei Sporen. Verh. des botan. Vereins der Provinz Brandenburg, **27**, 181—182. Berlin.

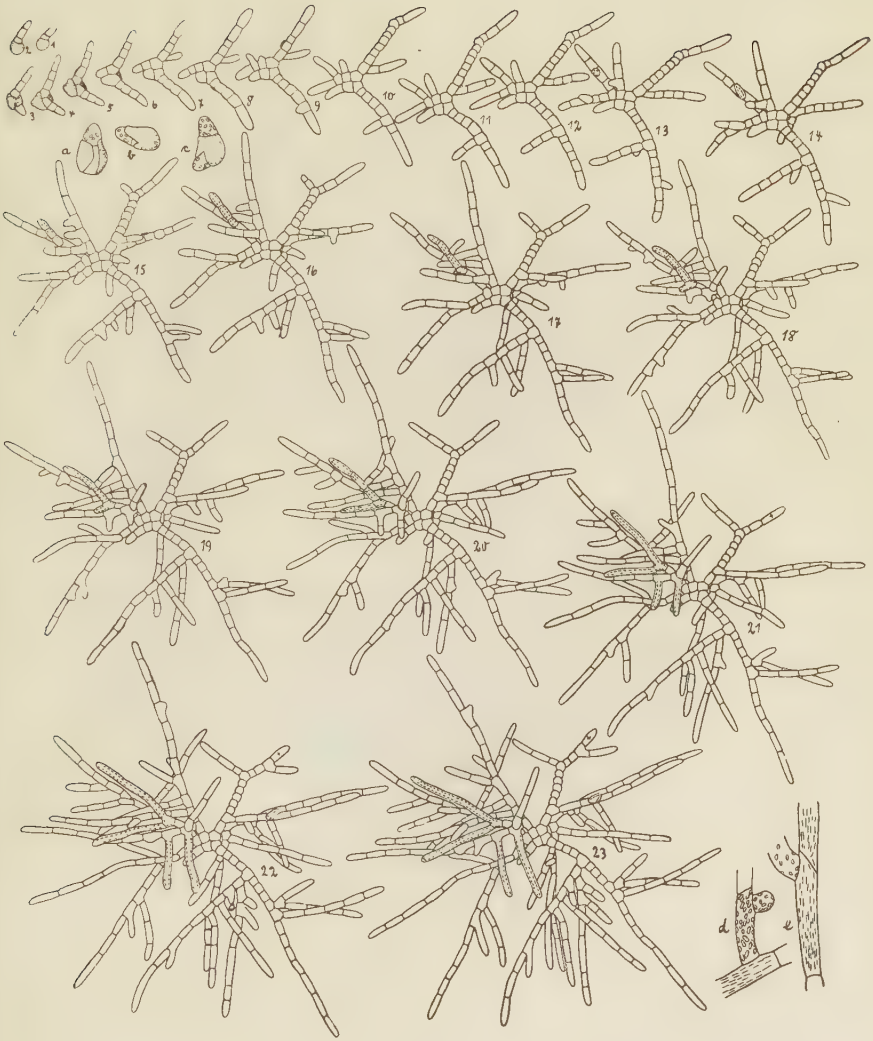
1902. Zederbauer, E.: Untersuchungen über Anlage und Entwicklung der Knospen an den Vorkeimen einiger Laubmoose. Österreichische botanische Zeitschrift. Wien. **52**, 45—48, 96—100.

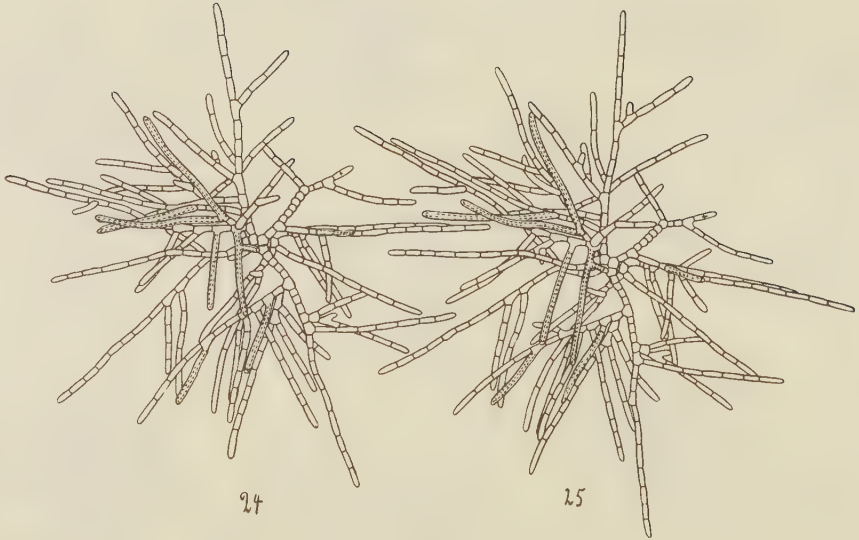
Figuren.

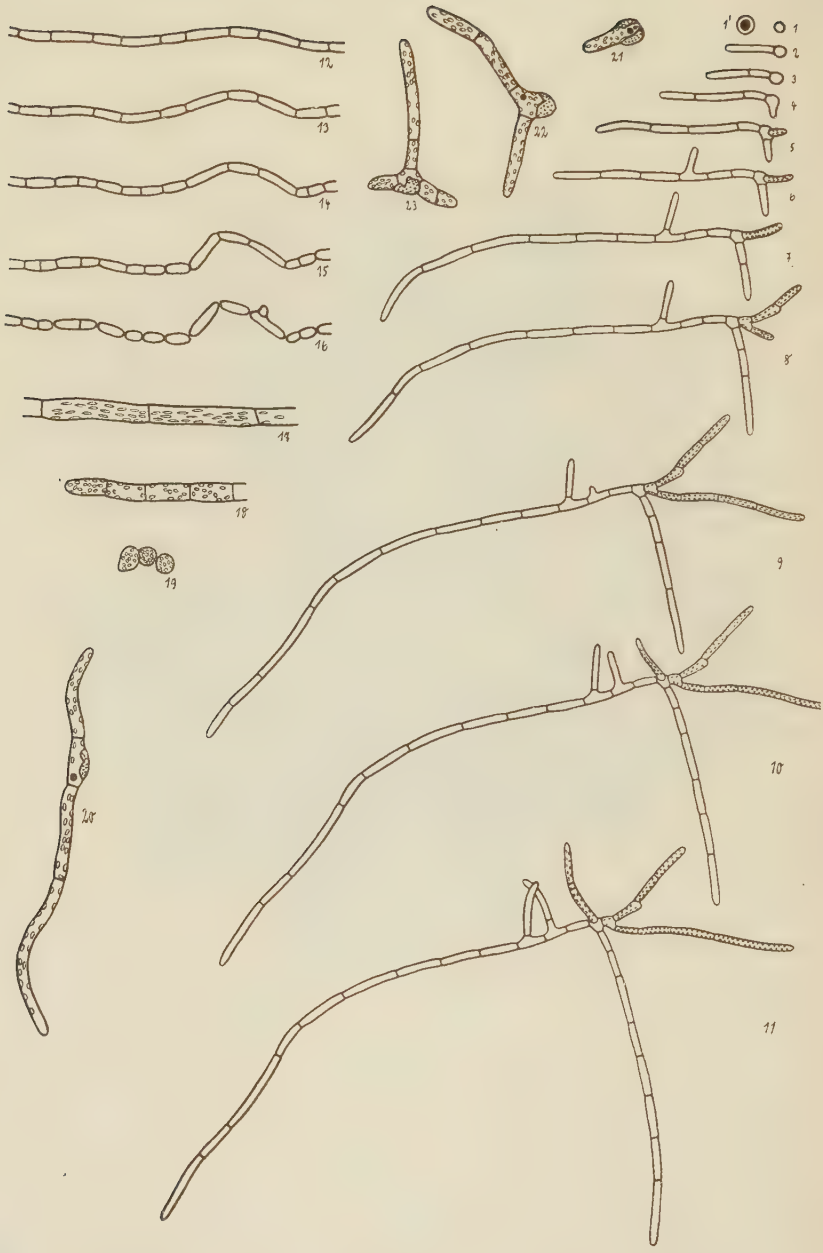


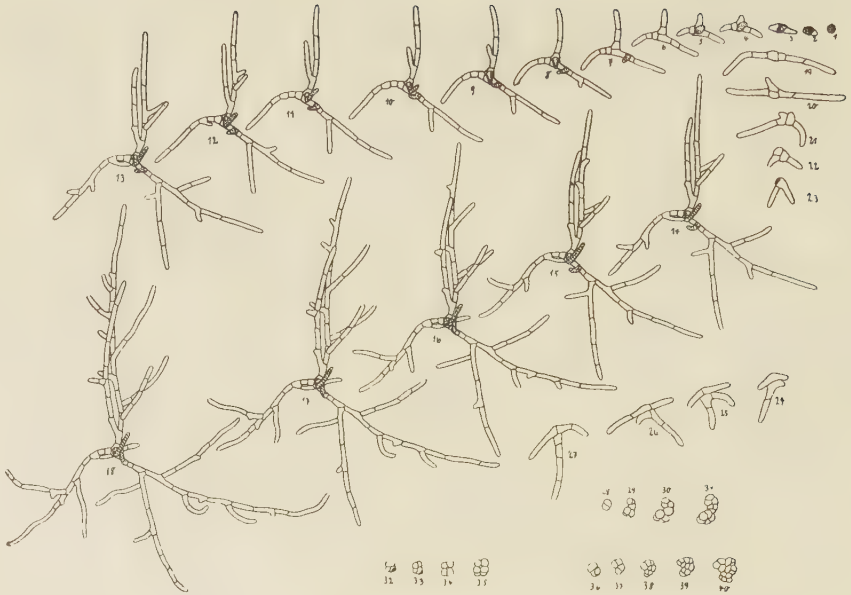


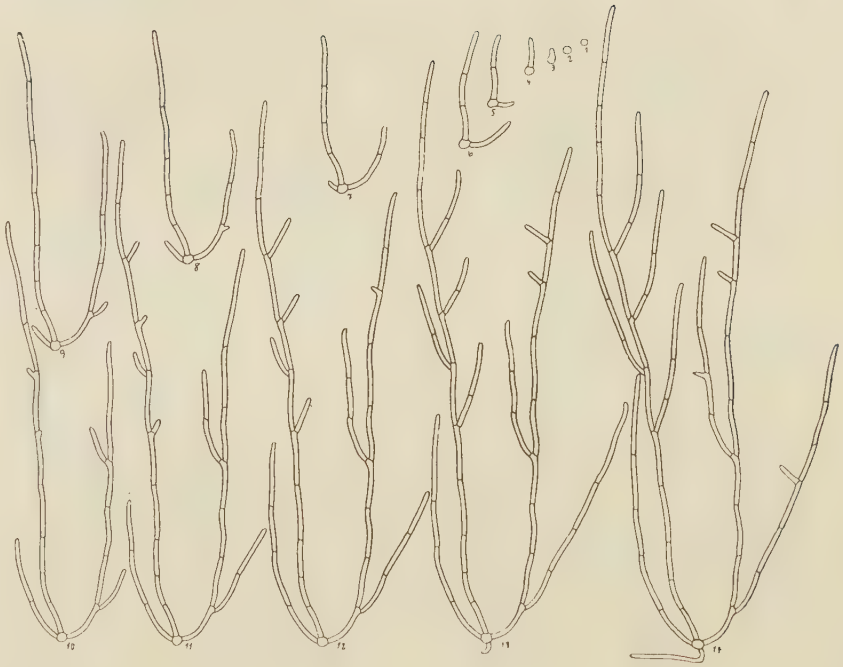
a
k
m
n
l
k
i
h
g
f
m
r
p
1
2
3
4
c
d
e
q

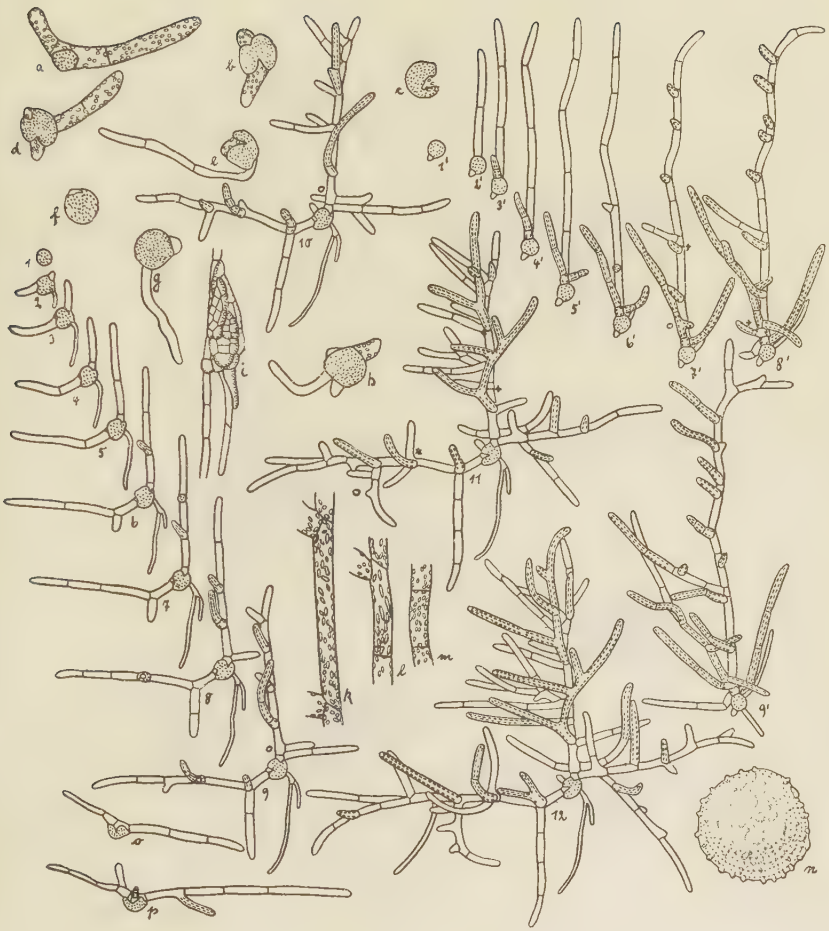

d
e

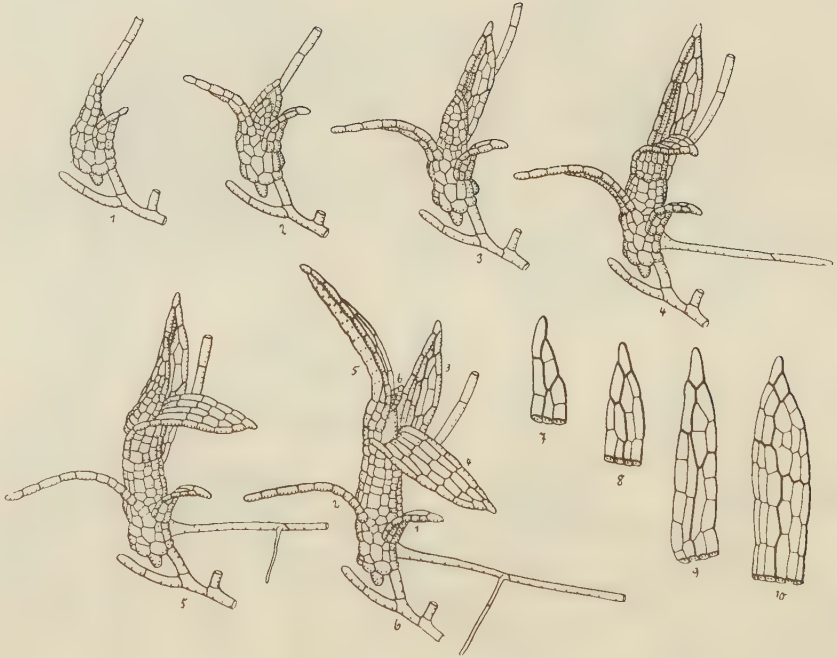

24
25

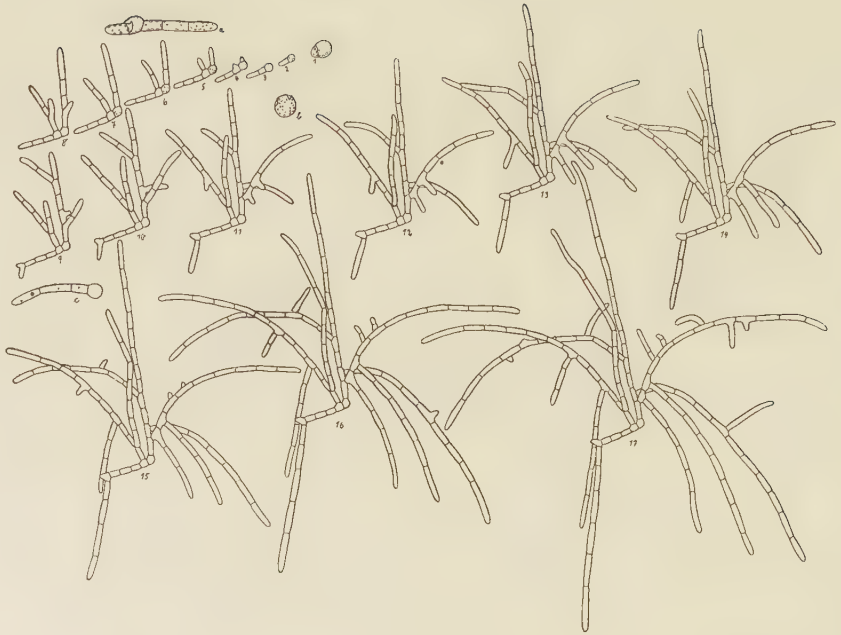

12
13
14
15
16
17
18
19
20
21
22
23
1'
1
2
3
4
5
6
7
8
9
10
11











18
19

Figuren-Erklärung.

Tafel I: Sphagnum squarrosum Pers.

Vergrößerung: 180:1.

a—m stellen das Wachstum eines Vorkeims dar.

Aufnahmezeiten der Zeichnungen.

a — 15. 9. 1929; 15^{00}
b — 16. 9. 1929; 15^{00}
c — 18. 9. 1929; 15^{00}
d — 22. 9. 1929; 15^{00}
e — 25. 9. 1929; 15^{00}
f — 28. 9. 1929; 15^{00}
g — 1. 10. 1929; 15^{00}
h — 5. 10. 1929; 15^{00}
i — 9. 10. 1929; 15^{00}
k — 18. 10. 1929; 15^{00}
l — 25. 10. 1929; 14^{00}
m — 4. 11. 1929; 12^{00}

Tafel II: Sphagnum squarrosum Pers.

Vergrößerung: 104:1.

a—t stellen einen zweiten Entwicklungsgang des Vorkeims dar.

Aufnahmezeiten der Zeichnungen.

a — 10. 9. 1929; 8^{00}
b — 12. 9. 1929; 8^{00}
c — 15. 9. 1929; 16^{00}
d — 16. 9. 1929; 16^{00}
e — 17. 9. 1929; 9^{00}
f — 19. 9. 1929; 10^{00}
g — 21. 9. 1929; 9^{00}
h — 23. 9. 1929; 16^{00}
i — 25. 9. 1929; 9^{00}
k — 27. 9. 1929; 10^{00}
l — 29. 9. 1929; 10^{00}
m — 1. 10. 1929; 10^{00}
n — 3. 10. 1929; 10^{00}
o — 5. 10. 1929; 10^{00}
p — 7. 10. 1929; 10^{00}
q — 9. 10. 1929; 10^{00}
r — 11. 10. 1929; 8^{00}
s — 14. 10. 1929; 10^{00}
t — 28. 10. 1929; 18^{00}

Tafel III: a—r Sphagnum squarrosum Pers. 1—4 Pottia truncatula (L.) Lindb.

Vergrößerungen: **a—b**, **n—o** — 120:1., **c—l** — 80:1, **m** — 40:1, **p—r** — 280:1, **1—4** — 60:1.

a—b Keimstadien.
c—e Junge Vorkeime.
f—l Entwicklung einer Vorkeimfläche aus der Endzelle eines Protonemafadens, der nur in Fig. 1 in seiner ganzen Länge gezeichnet ist.
m Vorkeim mit Knospe.

n—o Dieselbe Knospenanlage, n bei hoher, o bei tieferer Einstellung des Mikroskops.

p Teil einer Knospe, der aus den Zeichnungen von Mikrotomschnitten zusammengesetzt wurde. (Unter Verkürzung auf $^1/_2$ in die Parallelperspektive unter 45° gesetzt.) Die obere Schnittfläche ist identisch mit dem in Fig.

q dargestellten Querschnitt. In Fig. p ist das Zellnetz nicht eingetragen. Die beiden (in Fig. q mit + bezeichneten) Haare sind weggelassen.

r Längsschnitt durch eine Knospe.

1—4 Wachstum ein und desselben Protonema von Pottia truncatula (L.) Lindb.

Aufnahmezeiten der Zeichnungen.

f — 6. 3. 1930; 12^{00}
g — 11. 3. 1930; 12^{00}
h — 15. 3. 1930; 12^{00}
i — 20. 3. 1930; 15^{00}
k — 24. 3. 1930; 12^{00}
l — 30. 3. 1930; 12^{00}

1 — 18. 3. 1930; 14^{00}
2 — 20. 3. 1930; 9^{00}
3 — 22. 3. 1930; 9^{00}
4 — 23. 3. 1930; 19^{00}

Tafel IV—V: Dicranum scoparium (L.) Hedw.

Vergrößerungen: **1—25** — 50:1, **a—c** — 141:1, **d—e** — 104:1.

1—25 Wachstum eines Protonema.

a—c Keimende Sporen.

d—e Protonemazellen verschiedenen Alters.

Aufnahmezeiten der Zeichnungen.

1 — 2. 2. 1929; 17^{00}
2 — 5. 2. 1929; 18^{00}
3 — 7. 2. 1929; 16^{00}
4 — 11. 2. 1929; 17^{00}
5 — 14. 2. 1929; 17^{00}
6 — 18. 2. 1929; 12^{00}
7 — 21. 2. 1929; 12^{00}
8 — 25. 2. 1929; 12^{00}
9 — 27. 2. 1929; 16^{00}
10 — 1. 3. 1929; 12^{00}
11 — 2. 3. 1929; 18^{00}
12 — 4. 3. 1929; 20^{00}

13 — 6. 3. 1929; 19^{00}
14 — 8. 3. 1929; 8^{00}
15 — 9. 3. 1929; 15^{00}
16 — 10. 3. 1929; 15^{00}
17 — 11. 3. 1929; 20^{00}
18 — 12. 3. 1929; 21^{00}
19 — 13. 3. 1929; $21—22^{00}$
20 — 15. 3. 1929; $9—10^{00}$
21 — 16. 3. 1929; $10—11^{00}$
22 — 17. 3. 1929; $13—14^{00}$
23 — 18. 3. 1929; $14^{30}—16^{00}$
24 — 21. 3. 1929; $20—21^{30}$
25 — 24. 3. 1929; $9—11^{00}$

Tafel VI: Dicranum scoparium (L.) Hedw.

Strichzeichnung eines $7^1/_2$ Monate alten Protonema.
Vergrößerung: 4,5:1.

Tafel VII: Dicranella heteromalla (L.) Schpr.

Vergrößerungen: **1—16** — 73:1, **1′**, **17—23** — 152:1.

1—11 Entwicklung eines Protonema.
1′ Spore mit Öltropfen.
12—16 Bildung von Brutzellen.
19 Brutzellen mit Chloroplasten.
17 $1^1/_2$ Monate alte Protonemazellen.
18 Junge Protonemazellen.
20—23 Keimstadien.

Aufnahmezeiten der Zeichnungen.

1 — 5. 7. 1929; 12^{00}
2 — 7. 7. 1929; 12^{00}
3 — 8. 7. 1929; 16^{00}
4 — 9. 7. 1929; 22^{00}
5 — 11. 7. 1929; 13^{00}
6 — 12. 7. 1929; 13^{00}
7 — 13. 7. 1929; 15^{00}
8 — 14. 7. 1929; 9^{00}
9 — 15. 7. 1929; 9^{00}
10 — 16. 7. 1929; 9^{00}
11 — 17. 7. 1929; 9^{00}
12 — 19. 8. 1929; 19^{00}
13 — 27. 8. 1929; 11^{00}
14 — 31. 8. 1929; 10^{00}
15 — 9. 9. 1929; 10^{00}
16 — 14. 9. 1929; 12^{00}

Tafel VIII: Catharinaea undulata (L.) Web. et Mohr.

Vergrößerungen: **1—27** — 40:1, **28—40** — 28:1.

1—18 Entwicklung eines Protonema.
19—27 Verschiedene Typen junger Protonemata.
28—40 Bildung von Zellflächen bzw. Zellkörpern im Anschluß an die Keimung der Spore.

Aufnahmezeiten der Zeichnungen.

1 — 6. 4. 1929; 12^{00}
2 — 11. 4. 1929; 11^{00}
3 — 15. 4. 1929; 10^{00}
4 — 17. 4. 1929; 11^{00}
5 — 19. 4. 1929; 12^{00}
6 — 20. 4. 1929; 17^{00}
7 — 22. 4. 1929; 9^{00}
8 — 23. 4. 1929; 10^{00}
9 — 25. 4. 1929; 12^{00}
10 — 26. 4. 1929; 12^{00}
11 — 27. 4. 1929; 12^{00}
12 — 28. 4. 1929; 12^{00}
13 — 29. 4. 1929; 12^{00}
14 — 30. 4. 1929; 18^{30}
15 — 1. 5. 1929; 17^{00}
16 — 3. 5. 1929; 10^{00}
17 — 5. 5. 1929; 12^{00}
18 — 7. 5. 1929; 8^{00}
28 — 29. 1. 1929; 8^{00}
29 — 4. 2. 1929; 17^{00}
30 — 11. 2. 1929; 12^{00}
31 — 19. 2. 1929; 17^{00}
32 — 21. 1. 1929; 15^{00}
33 — 1. 2. 1929; 18^{00}
34 — 10. 2. 1929; 12^{00}
35 — 13. 2. 1929; 20^{00}
36 — 1. 2. 1929; 17^{00}
37 — 4. 2. 1929; 18^{00}
38 — 10. 2. 1929; 12^{00}
39 — 13. 2. 1929; 20^{00}
40 — 22. 2. 1929; 15^{00}

Tafel IX: Polytrichum juniperinum Willd.

Vergrößerungen: **1—14** — 38:1.

1—14 Wachstum eines Vorkeims.

Aufnahmezeiten der Zeichnungen.

1 — 7. 7. 1929; 8^{00}
2 — 8. 7. 1929; 8^{00}
3 — 10. 7. 1929; 8^{00}
4 — 12. 7. 1929; 20^{00}
5 — 14. 7. 1929; 9^{00}
6 — 15. 7. 1929; 9^{00}
7 — 16. 7. 1929; 7^{00}
8 — 17. 7. 1929; 10^{00}
9 — 18. 7. 1929; 8^{00}
10 — 19. 7. 1929; 7^{00}
11 — 20. 7. 1929; 8^{00}
12 — 21. 7. 1929; 8^{00}
13 — 22. 7. 1929; 8^{00}
14 — 23. 7. 1929; 8^{00}

Tafel X: Polytrichum commune L.

Vergrößerungen: **2—11, 14—17** — 66:1, **1, 12—13** — 138:1.

1 Keimende Spore.

2—10 Entwicklung eines Protonema.

11 Teil eines Protonemafadens, dessen Zellen sich aus dem Verbande zu lösen in Begriff sind und die sich nach verschiedenen Richtungen hin aufgeteilt haben.

12—13 Protonemafaden, der sich zum Zerfall vorbereitet.

14—17 Bildung von Brutzellen.

Aufnahmezeiten der Zeichnungen.

2 — 2. 9. 1929; 10^{00}
3 — 6. 9. 1929; 10^{00}
4 — 9. 9. 1929; 10^{00}
5 — 10. 9. 1929; 18^{00}
6 — 12. 9. 1929; 11^{00}
7 — 13. 9. 1929; 17^{00}
8 — 15. 9. 1929; 14^{00}
9 — 17. 9. 1929; 10^{00}
10 — 19. 9. 1929; 10^{00}
12 — 18. 9. 1929; 10^{00}
13 — 7. 10. 1929; 12^{00}
14 — 30. 8. 1929; 12^{00}
15 — 5. 9. 1929; 16^{00}
16 — 13. 9. 1929; 20^{00}
17 — 19. 9. 1929; 9^{00}

Tafel XI: Pogonatum aloides (Hedw. als Polytrichum) P. d. B.

Vergrößerungen: **1—23** — 38:1, **24—26** — 78:1.

1—19 Wachstum eines Protonema.

20—23 Bildung von Brutzellen.

24 stellt 23 bei stärkerer Vergrößerung mit Chloroplasten dar. Die vier letzten Zellen am linken Fadenende von Fig. 23 sind in Fig. 24 weggelassen.

25—26 Protonemazellen mit Chloroplasten.

Aufnahmezeiten der Zeichnungen.

1 — 27. 5. 1929; 20^{00}
2 — 29. 5. 1929; 10^{00}
3 — 30. 5. 1929; 10^{00}
4 — 31. 5. 1929; 7^{00}
5 — 1. 6. 1929; 12^{00}
6 — 2. 6. 1929; 8^{00}
7 — 3. 6. 1929; 8^{00}
8 — 4. 6. 1929; 8^{00}
9 — 5. 6. 1929; 8^{00}
10 — 6. 6. 1929; 16^{00}
11 — 8. 6. 1929; 9^{00}
12 — 9. 6. 1929; 12^{00}
13 — 11. 6. 1929; 10^{00}
14 — 12. 6. 1929; 7^{00}
15 — 13. 6. 1929; 7^{00}
16 — 14. 6. 1929; 14^{00}
17 — 16. 6. 1929; 9^{00}
18 — 19. 6. 1929; 7^{00}
19 — 21. 6. 1929; $7—8^{00}$
20 — 20. 7. 1929; 14^{00}
21 — 28. 7. 1929; 14^{00}
22 — 12. 8. 1929; 12^{00}
23 — 9. 9. 1929; 12^{00}

Tafel XII: Physcomitrium piriforme (L.) Brid.

Vergrößerungen: **1—12, 1′—9′, i, o, p** — 62:1, **a—h, k—m** — 126:1, **n** — 510:1.

1—12 und 1′—9′ Entwicklung zweier Protonemata.

a—d, o und p Keimstadien und junge Vorkeime von Pflanzen, denen eine Knopsche Nährlösung in der Konzentration II zur Verfügung stand.

e—h Keimstadien und junge Protonemata, die auf Agar-Agar mit Knopscher Nährlösung in der Konzentration I zur Entwicklung kamen.

i Junge Knospe.

k—m Protonemazellen mit Chloroplasten.

n Spore (gequollen).

Aufnahmezeiten der Zeichnungen.

1 — 5. 7. 1929; 8^{00}
2 — 6. 7. 1929; 6^{00}
3 — 6. 7. 1929; 12^{00}
4 — 6. 7. 1929; 22^{00}
5 — 7. 7. 1929; 10^{00}
6 — 7. 7. 1929; 21^{00}
7 — 8. 7. 1929; 8^{00}
8 — 9. 7. 1929; 7^{00}
9 — 10. 7. 1929; 8^{00}
10 — 11. 7. 1929; 7^{00}
11 — 12. 7. 1929; $7—8^{00}$
12 — 13. 7. 1929; $7—8^{00}$
1′ — 6. 7. 1929; 9^{00}
2′ — 7. 7. 1929; 20^{00}
3′ — 8. 7. 1929; 13^{00}
4′ — 9. 7. 1929; 12^{00}
5′ — 10. 7. 1929; 12^{00}
6′ — 11. 7. 1929; 9^{00}
7′ — 12. 7. 1929; 9^{30}
8′ — 13. 7. 1929; 9^{00}
9′ — 14. 7. 1929; 10^{00}

Tafel XIII: Physcomitrium piriforme (L.) Brid.

Vergrößerungen: **1—6** — 51:1, **7—10** — 76:1.

1— 6 Entwicklung einer Knospe.

7—10 Blättchen einer Knospe.

Aufnahmezeiten der Zeichnungen.

1 — 13. 10. 1929; 11^{00}
2 — 14. 10. 1929; 12^{00}
3 — 15. 10. 1929; 11^{00}
4 — 16. 10. 1929; 12^{00}
5 — 17. 10. 1929; $10—11^{00}$
6 — 19. 10. 1929; $6—8^{00}$

Tafel XIV und XV: Brachythecium velutinum (L. als Hypnum) Br. eur.

Vergrößerungen: **2—19** — 50:1, **1, a, b** — 104:1.

1—19 Wachstum eines Protonema.
a—b Keimstadien.

Aufnahmezeiten der Zeichnungen.

1 — 27. 4. 1929; 8^{00}
2 — 28. 4. 1929; 9^{00}
3 — 30. 4. 1929; 9^{00}
4 — 1. 5. 1929; 9^{00}
5 — 3. 5. 1929; 9^{00}
6 — 5. 5. 1929; 8^{00}
7 — 7. 5. 1929; 18^{00}
8 — 10. 5. 1929; 8^{00}
9 — 12. 5. 1929; 8^{00}
10 — 14. 5. 1929; 8^{00}
11 — 15. 5. 1929; 12^{00}
12 — 16. 5. 1929; 20^{00}
13 — 17. 5. 1929; 22^{00}
14 — 18. 5. 1929; 12^{00}
15 — 20. 5. 1929; 8^{00}
16 — 21. 5. 1929; 14^{00}
17 — 22. 5. 1929; 13^{00}
18 — 23. 5. 1929; $12—13^{00}$
19 — 24. 5. 1929; $9—10^{00}$

Die vorliegende Arbeit entstand im botanischen Institut der Universität Marburg. Meinem hochverehrten Lehrer, Herrn Prof. Dr. P. Clausen, bin ich für die unermüdliche Teilnahme an dem Verlauf meiner Arbeit zu ehrerbietigem Dank verpflichtet.

Lebenslauf.

Am 7. September 1904 wurde ich, Elisabeth Christine G a u s e , als Tochter des Bauinspektors Ernst Gause und seiner Ehefrau Elisabeth, geb. Bucher in Bodenheim (Kreis Oppenheim) geboren. Ich besitze die preußische Staatsangehörigkeit und bin evangelischen Bekenntnisses. Nach dreijährigem Besuch der Volksschule zu Brügge und siebenjährigem Besuch des Lyzeums zu Lüdenscheid trat ich in das Oberlyzeum zu Hagen ein. An dieser Anstalt bestand ich im März 1924 die Reifeprüfung. Von Ostern 1924 bis Ostern 1925 besuchte ich die Seminarklasse der Cecilienschule zu Bielefeld und erhielt das Zeugnis der Lehrbefähigung für Lyzeen, Mittelschulen und Volksschulen.

Vom Sommersemester 1925 bis zum Sommersemester 1930 einschließlich studierte ich Mathematik und Naturwissenschaften, und zwar im Sommersemester 1926 an der Universität zu Kiel, in allen anderen Semestern an der Universität zu Marburg. Das Rigorosum bestand ich am 4. März 1931.

Meinen akademischen Lehrern in Marburg, und zwar den Herren: Prof. Dr. Alverdes, Geheimrat Prof. Dr. v. Auwers, Prof. Dr. Clausen, Prof. Dr. Fraenkel, Geheimrat Prof. Dr. Hensel, Geheimrat Prof. Dr. Korschelt, Prof. Dr. Meerwein, Prof. Dr. Neumann, Prof. Dr. Nordhausen, Prof. Dr. Strecker, Prof. Dr. Weigel bin ich zu großem Danke verpflichtet.